Einfluß von Haltungssystem und Belastung auf einige hämatologische und serologische Parameter bei weißen Leghornhennen

Hans-Peter Radzikowski

München 1979

Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41535722_0013

Aus der Klinik für Innere Krankheiten der Tiere
Lehrstuhl für Krankheiten des Hausgeflügels,
der Zier- und Zoovögel

des Fachbereichs Tiermedizin
der Universität München

Vorstand: Prof. Dr. I. Gylstorff

Einfluß von Haltungssystem und Belastung auf einige hämatologische und serologische Parameter bei weißen Leghornhennen

Inaugural-Dissertation zur Erlangung
der tiermedizinischen Doktorwürde
des Fachbereichs Tiermedizin der
Ludwig-Maximilians-Universität
München

Von Hans-Peter Radzikowski
aus Mannheim

München 1979

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen
Fakultät der Universität München

Dekan:	Prof. Dr. H. Kräusslich
Referent:	Prof. Dr. I. Gylstorff
Korreferent:	Prof. Dr. Dr. h. c. Kalich

Tag der Promotion: 27. Juli 1979

Die vorliegende Arbeit wurde als Teil eines Forschungsauftrages mit Unterstützung des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten durchgeführt.

UNIV. LEIDEN BIBL.

Seite

1. Einleitung 1

2. Literatur 2

2.1 Technik der Blutentnahme beim Huhn 2
2.2 Hämatologische Untersuchungen 4
2.2.1 Erythrogramm 4
2.2.1.1 Physiologie der Erythropoese 4
2.2.1.2 Beeinflussung der absoluten Erythrozytenzahl 5
2.2.1.3 Hämatokrit 14

2.2.2 Leukogramm 22
2.2.2.1 Beeinflussung der absoluten Leukozytenzahl 22
2.2.2.2 Beeinflussung des Differential-Blutbildes 29

2.3 Serologische Untersuchungen 41

2.3.1 Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit 41
2.3.2 Blutzucker/Plasmaglukose 47
2.3.3 Gesamtprotein 53
2.3.4 Elektrophorese 57

3. Material und Methodik 63

3.1 Versuchsplan 63
3.2 Versuchstiere 64
3.3 Aufstallung der Tiere und Management 64

3.3.1 Auslaufhaltung 64
3.3.2 Bodenintensivhaltung 65
3.3.3 Käfighaltung 65

Seite

3.4 Gesundheitsüberwachung 66

3.5 Methodik 67

3.5.1 Blutentnahme 67
3.5.2 Bestimmung der Erythrozytenzahl 68
3.5.3 Hämatokritbestimmung 69
3.5.4 Bestimmung der Leukozytenzahl 69
3.5.5 Differentialblutbild 70
3.5.6 Blutzuckerbestimmung/Plasmaglukose 70
3.5.7 Blutkörperchensenkungsreaktion 70
3.5.8 Gesamtproteinbestimmung 71
3.5.9 Disk-Elektrophorese 71
3.5.10 Überprüfung der Richtigkeit, Genauigkeit und Reproduzierbarkeit 72
3.5.11 Datenerfassung und Auswertung 73
3.5.12 Meßgrößen der untersuchten Parameter 74

4. Ergebnisse 75

4.1 Erythrogramm 75

4.1.1 Erythrozytenzahlen 75
4.1.2 Hämatokrit 90
4.1.3 Mittleres korpuskuläres Zellvolumen (MCV) 95

4.2 Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit (BSG) 99

4.3 Leukogramm 104

4.3.1 Leukozytenzahlen 104
4.3.2 Absolute Lymphozytenzahlen 111
4.3.3 Absolute Heterophilenzahlen 114
4.3.4 Absolute Monozytenzahlen 117
4.3.5 Absolute Eosinophilenzahlen 119
4.3.6 Absolute Basophilenzahlen 122

Seite

4.4 Differentialblutbild 124

4.4.1 Lymphozyten (Prozentsätze) 124
4.4.2 Heterophile (Prozentsätze) 130
4.4.3 Monozyten (Prozentsätze) 133
4.4.4 Eosinophile (Prozentsätze) 136
4.4.5 Basophile (Prozentsätze) 139
4.4.6 Leukozytenindex 142

4.5 Glukose 146

4.5.1 Blutzucker 146
4.5.2 Plasmaglukose 152

4.6 Gesamtprotein 153

4.7 Elektrophorese 158

5. Diskussion 161

6. Zusammenfassung 171

7. Summary 172

8. Literaturverzeichnis 173

9. Lebenslauf 193

10. Anhang

./.

1. EINLEITUNG

Wirtschaftliche Erwägungen, zunehmend enger werdende Raumverhältnisse und eine verbesserte Hygiene führten zu einer Konzentrierung von Tiereinheiten in der heutigen Nutztierhaltung; 80 % der Legehennen sind im EWG-Raum in Käfigen aufgestallt. Besonders diese Aufstallungsform stößt in der Öffentlichkeit auf vermehrte Kritik, und es wird die Frage gestellt, ob diese Haltungsart mit dem neuen Tierschutzgesetz zu vereinbaren ist. In § 2 (1) 1. der Tierschutzgesetznovelle vom 24. Juli 1972 wird eine "verhaltensgerechte Unterbringung" gefordert und nach § 2 (1) 2. darf das "artgemäße Bewegungsbedürfnis" nicht erheblich eingeschränkt werden.

Diese Punkte sind Grundlagen der Kritik seitens der Verhaltensforschung und einem Teil der öffentlichen Meinung.

Meine Aufgabe war es festzustellen, ob bestimmte Blutparameter bei Legehühnern als Kennzeichen einer eingetretenen Adaption oder Maladaption an eine Dauerbelastung durch eine bestimmte Haltungsform gewertet werden können, und wie sich die Reaktion der Tiere auf eine einheitliche Belastung in unterschiedlichen Haltungssystemen zeigt.

2. LITERATUR

2.1 Technik der Blutentnahme beim Huhn

Die Dekapitation ermöglicht im Kükenalter die Gewinnung größerer Blutmengen, wobei aber eine Trennung von venösem und arteriellem Blut nicht möglich ist. Beimengungen von seiten des Oesophagus oder der Trachea sind nicht immer sicher zu verhindern. Die Gewinnung von geringem Blutvolumen durch Scherenschlag bzw. Anritzen von Kamm oder Kehllappen wird wegen der möglichen Verblutungsgefahr vor allem bei ungünstigen Witterungsverhältnissen allgemein abgelehnt.

Die Vulnerierung der peripheren Venen, Vena cutanea ulnaris oder Vena metatarsica, mittels eines Skalpells, einer Impflanzette, einer Schreibfeder oder eine Kanüle etc. kann auch bei sachgerechter Durchführung zur Hämatombildung führen.

Allen obigen Methoden ist gemein,

- daß sie eine absolut sterile Blutentnahme nicht ermöglichen
- daß das gewonnene Blut für hämatologische Untersuchungen nur bedingt brauchbar ist, da bei Kontakt von Blut mit Gewebsthrombin eine sekundenschnelle Gerinnung einsetzt (NICKELMANN et al. 1974)
- daß die gleiche Entnahmestelle für eine weiterė Blutentnahme, etwa innerhalb eines Tageszeitraumes, nicht mehr verfügbar ist.

Will man die oben genannten Einschränkungen vermeiden, so bietet sich die Herzpunktion mittels Spritze und aufgesetzter Kanüle an, wobei je nach Alter der Tiere und Übung Verluste bis zu 6 % auftreten können (HENSLER 1961) bzw. 1,3 % (WILLENBERG 1965).

./.

Gleichgute Resultate erzielt man durch ein intravasales Eingehen in die peripheren Venen (z.B. Vena cutanea ulnaris oder die Vena brachialis) mit gleichem Instrumentarium.

In der mir zugänglichen Literatur fand ich keine Angaben über die Beeinflussung der Laborergebnisse durch die Blutentnahmetechnik an Hühnern. An Mäusen konnte jedoch SCHEUFLER (1967) nachweisen, daß die Erythrozyten- und Leukozytenzahlen im Schwanzblut höher sind als im Dekapitationsblut.

./.

2.2 Hämatologische Untersuchungen

2.2.1 Erythrogramm

2.2.1.1 Physiologie der Erythropoese

Gebildet werden die Erythrozyten in den Sinusräumen des Knochenmarks. Ihre Entwicklung läuft über Hämocytoblasten - basophile Erythroblasten - polychromatophile Erythroblasten, die bereits Hämoglobin besitzen, zum reifen Erythrozyten. Dieser ist,zum Unterschied zu den meisten Säugererythrozyten,oval und kernhaltig. Die ovale Form, die auch Kamelerythrozyten eigen ist, wirkt einer raschen Zerstörung durch Dehydration nach Wasserentzug bzw. Rehydration bei starker Wasseraufnahme entgegen (YAGIL et al. 1976). Höhere Körpertemperaturen und schnellere Stoffwechselabläufe bedingen eine kürzere Lebensspanne der Hühnererythrozyten, die mit ca. 30 Tagen deutlich unter denen untersuchter Säugetiererythrozyten liegen (WELS 1966). Die Steuerung der Erythropoese erfolgt auf humoralem Weg über ein Hormon, das als Erythropoietin oder auch als "erythropoiesis stimulating factor" (ESF) benannt wird. Beim Säuger wurde die Struktur dieses Faktors als Glykoprotein erkannt. Seine Bildungsstätte ist die Niere,und der Wirkungsort ist direkt am Knochenmark, wo es Produktion wie Reifung der Erythrozytenentwicklung positiv beeinflußt. Eine vermehrte Bildung von ESF seinerseits wird durch hypoxische Zustände, Androgene und NNR-Hormone stimuliert, während Oestrogene einen hemmenden Einfluß haben.

Einige dieser beim Säuger festgestellten Wirkungen können beim Vogel ebenfalls nachgewiesen werden, wenn sich auch Vogelerythropoietin von dem beim Säuger gebildeten unterscheidet, denn der heterologe Einsatz ist in beiden Fällen ohne Wirkung auf die Erythropoese (ROSSE u. WALDMANN 1966).

./.

2.2.1.2 Beeinflussung der absoluten Erythrozytenzahlen

Sinn dieser Labormethode ist es, zahlenmäßig die Erythrozyten des peripheren Blutes zu erfassen. Eine unter die Norm verringerte Zahl kann Ausdruck einer tatsächlichen Verringerung der Erythrozytenmenge bei bestehender Normvolämie sein, aber auch Zeichen einer tatsächlich unveränderten Erythrozytenmenge bei Vorliegen einer Hypervolämie.

Die Angabe der gefundenen Werte erfolgt in SI-Einheiten (Système International d'Unités), d. h. 10^{12} Erythrozyten/ l Blut. Die Angabe der konventionellen Einheit lautet: 10^{6} Erythrozyten/ /ul Blut, so daß der Umrechnungsfaktor auf die neue SI-Einheit gleich 1 beträgt.

Hühner weisen eine beachtliche individuelle Schwankungsbreite der Erythrozytenzahlen auf. Bei Untersuchungen von PALMER u. BIELY (1935 c u. a) beträgt diese 15 % bis 17 %. An 5 Hühnern, die in unterschiedlichen Zeitintervallen geblutet werden, wurde ein Variationskoeffizient von 5,8 % ermittelt (OLSON 1937). Auf Grund dieser individuellen Variation sind für eine Untersuchung dieses Parameters mindestens 10 Tiere, besser jedoch 15 Tiere zu testen (LUCAS et al. 1961).

Weitere Variationsursachen liegen im Zeitpunkt der Blutentnahme, der Verwendung verschiedener, eventuell nicht genormter Blutmisch-Pipetten und in der Person des Untersuchers (DIESEM et al. 1958 b).

Bei exakter Einhaltung immer gleicher Bedingungen schwanken die Erythrozytenzahlen beim gleichen Huhn zwischen $\pm$ 20.000 Zellen (KRÖMKER 1937).

./.

Zusammenfassend können als Variationsursachen genannt werden:

1. das Tier selbst

2. die Methode

3. Laborgeräte

4. die untersuchende Person.

Genetik

Weiße Leghorn, Plymouth und deren Kreuzungsprodukte unterscheiden sich nicht deutlich in den Erythrozytenwerten (OLSON 1937). Auch KLIMEŠ et al. (1961) und GUBA (1955) konnten keine gesicherten Rasseunterschiede feststellen. Hingegen fand JAFFE (1960) Unterschiede beim Vergleich dreier Inzuchtlinien, die auch von LUCAS et al. (1961) bestätigt wurden.

Alter

Unmittelbar nach dem Schlupf sinken die Erythrozytenzahlen (DIXON et al. 1959). Ansteigende Werte bis zur 3. Woche mit Erreichen der Schlupfwerte um die 4. Woche erhielten CHUBB et al. (1959). Ein weiterer Anstieg von der 4. Woche bis zur 20. Woche wurde von COOK (1937) ermittelt. Von der 13. Woche bis zur 29. Woche blieben die Erythrozytenwerte in einem gewissen Schwankungsbereich konstant (DIESEM et al.1958b; WEBER 1965). RATHSFELD (1957) fand ansteigende Werte im Zeitraum vom 2. bis 7. Monat. Einen Anstieg bis zum 4. Monat bestätigen KONDRAT'CVA et al. (1974).

Beim Vergleich von Jungtieren beiderlei Geschlechts mit erwachsenen Hennen besteht kein Unterschied (OLSON 1937),

./.

wohl aber zwischen Junghähnen und adulten Hähnen, wobei letztere höhere Werte haben (TAPPER et al. 1956).

Geschlecht

Deutliche Geschlechtsunterschiede bestehen in der Entwicklungsphase nicht (BIERER et al. 1963; LÖLIGER et al. 1967). Mit Einsetzen der sexuellen Reife steigen die Werte bei Hähnen signifikant gegenüber Hennen an (LANGE 1919; NEWELL et al.; KLIMEŠ et al. 1960a; BIERER et al. 1963 u. 1964a; WEBER 1965; LÖLIGER et al. 1967; HUNSAKER 1969b; BEUVING et al. 1974).

Diese Unterschiede dürften auf die Geschlechtshormone zurückzuführen sein, wobei Oestrogene die Erythrozytenzahlen senken (KÄHN 1953; DIESEM et al.1958b; PERK 1958; GILBERT 1965) und Androgene sie erhöhen (DOMM u. TABER 1946; PERK 1958). Bei DOMM u.TABER(1946) entsprechen die Werte männlicher Kastraten denen weiblicher Tiere und erreichen durch Androgenapplikation die Werte männlicher Nichtkastraten. STURKIE et al. (1960) sahen hingegen Kapaune in einer Mittelstellung von weiblichen und männlichen Nichtkastraten, wohingegen weibliche Kastraten in ihren Erythrozytenwerten weiblichen Nichtkastraten gleichzusetzen waren. Die Autoren wollen daher nur Androgenen eine Beeinflussung der Erythropoiesis zuerkennen. Dieser Annahme widersprechen die Versuche von PERK (1958), bei denen Androgene die Erythrozytenzahlen positiv und Oestrogene negativ beeinflußten; eine gleichzeitige Applikation beider Hormone zeigte keine Veränderung der Werte. DOMM et al. (1946) sprechen dem Thyroxin eine positive Einflußnahme auf die Erythropoiese zu, da bei medikamenteller Blockade der Schilddrüse die Erythrozytenwerte sanken. Gleichzeitige Applikation von Thyroxin und Oestrogen ergaben keine Blutwertveränderungen (GILBERT 1965; STURKIE 1951).

./.

Legeleistung

In Produktion stehende Hennen haben signifikant niedere Erythrozytenzahlen als Nicht-Leger (OLSON 1937; DOMM et al. 1946; TABER et al. 1943). JAFFE (1960) hingegen fand keine Unterschiede. Während der Legeperiode werden jedoch keine gesicherten Beziehungen von Erythrozytenzahl zu Eiablage gefunden (KLIMEŠ et al. 1960a, 1961). GUBA (1955) kann gleichfalls keine gesicherten Beziehungen feststellen. In den Untersuchungen von MLADENOV (1960) sinken die Erythrozytenzahlen bei Involution der Geschlechtsdrüsen bei der Henne. In den ersten Tagen des Brütens steigen die Werte wieder an, um vom 8. bis 18. Tag durch eine hämolytische Anämie wieder zu sinken. KAKARA et al. (1939) fanden gleichsinnig geringere Werte bei brütenden Tieren.

Tagesrhythmus

Maximalwerte um Mitternacht mit Minimalwerten gegen Mittag fanden DOMM et al. (1946). Diese Tendenz bestätigte GUBA (1955) mit gefundenen Höchstwerten zur Morgenzeit, die gegen die Mittagszeit abfielen und gegen Abend wieder anstiegen. Den Tagesmittelwert ermittelte er gegen 15.^{00}.

Auch BIERER et al. (1964a) konstatierten rhythmische Tagesabläufe, ohne jedoch für eine bestimmte Tageszeit charakteristische Peaks feststellen zu können.

RATHSFELD (1957) fand bei Auslauftieren keine signifikanten Tagesunterschiede. Seine Versuchshühner wurden jedoch zur Erreichung von "Ruhewerten" nach dem Einfangen bis zu 4 Stunden in Fangkäfigen vor der Blutentnahme gehalten.

./.

Saison

OLSON (1937) fand sinkende Erythrozytenzahlen zum Spätsommer und Herbst mit Anstieg zum Winter. Gleiche Tendenzen fanden DOMM et al. (1946) und machten die Legeleistung für die Periodizität verantwortlich, denn Hähne und Kapaune zeigten keine saisonalen Unterschiede.

Auch bei GUBA (1955) liegen die Sommerwerte unter denen im Winter gemessenen Erythrozytenzahlen. HEYN (1935) sah ein Absinken der Erythrozytenzahlen in der Mauser.

Haltung

Beim Vergleich von "indoor" zu "outdoor" gehaltenen Hühnern fand OLSON (1937) keine gesicherten Unterschiede in den Erythrozytenzahlen. JAFFE (1960) fand bei einer semi-intensiv gehaltenen Inzuchtlinie signifikant niedrigere Erythrozytenwerte als bei einer anderen Inzuchtlinie, die in Käfigen gehalten wurde. Es ist jedoch anzumerken, daß die "semi-intensiv" gehaltene Linie eine deutlich bessere Legeleistung aufwies, und der Autor selbst die Unterschiede nicht auf die Aufstallungsform bezieht, sondern auf das Bestehen einer Oligocythaemie bei den semi-intensiv gehaltenen Tieren ohne erkennbare Ursachen zurückführt. Bei einem Vergleich von Hennen in verschiedenen Auslaufsystemen mit denen im Käfig aufgestallten fanden KLIMEŠ et al. (1960a) keine gesicherten Unterschiede. Es wurden jedoch Herden verglichen, die bezogen auf Alter und Rasse völlig uneinheitlich waren. Auch innerhalb der Gruppen war das Tiermaterial nicht einheitlich, so daß erhebliche Streuungen (2 bis 4,5 Mill. Ery / ml Blut) gemessen wurden. Auch bei einer späteren Arbeit fanden KLIMEŠ et al. (1961) keine signifikanten Unterschiede beim Vergleich von 5 verschiedenen Betrieben mit Tiefstreuhaltung und 4 Käfighaltungsbetrieben. In ihrer Gesamtheit lagen die Tiefstreubetriebe geringgradig über den Erythrozytenzahlen der Käfigbetriebe,

./.

wobei die Käfigbetriebe in toto größere Schwankungsbereiche aufwiesen. Auch bei dieser Untersuchung wurde Tiermaterial verschiedener Rassen untersucht.

Belastungen

PALMER et al. (1935b) fanden ansteigende Erythrozytenzahlen nach einem 48-stündigen Futterentzug. WELS (1966) ermittelte bei einem über 6 Tage dauernden Wasserentzug bei Hühnern in den ersten 48 Stunden ansteigende Erythrozytenwerte, während der Hämatokrit geringfügig sank. Nach Abschluß der Durstperiode kam es mit der Wasseraufnahme zu einem steilen Abfall von Erythrozytenzahlen, die erst um den 50. Tag die Ausgangswerte erreicht hatten. Als Ursache des Ansteigens der roten Blutkörperchen diskutiert der Autor Veränderungen im Wasserhaushalt, die entweder durch verringerte Wasseraufnahme in bzw. vermehrte Wasserabgabe aus der Blutbahn zustande kommen könnten. Den bezogen auf analoge Untersuchungen am Säugetier geringgradigeren Anstieg der Erythrozytenwerte während der Durstperiode erklärt der Autor als Folge des erheblichen Blutentzuges durch die Probenentnahme (9 ml Blut) neben einer vermuteten verzögerten Erythropoese des Huhnes.

Verbringen der Tiere in beachtliche Höhenlagen mit sinkendem Sauerstoffgehalt bedingt einen Anstieg der Erythrozytenwerte, der sich bei Zurückverbringung auf Meeresniveau wieder normalisiert (STURKIE 1976).

Deutlich niedrigere Erythrozytenzahlen fand HENSLER (1961) im Einklang mit einer Verschlechterung des Ernährungszustandes.

Nach intraperitonealer ACTH-Injektion bei Hähnchen konnte NEWCOMER (1957) keine deutliche Veränderung der Erythrozahlenzahlen feststellen.

./.

Nach längerem Umherjagen der Hühner berichteten FEHLINGS (1936) und LENSING (1940) von einem Anstieg der Erythrozytenwerte, indem sie den Ausdruck von Speicherkapazitäten sahen. Diese konnten nicht in der Milz gefunden werden, da auch splenektomierte Tiere diesen Anstieg zeigten.

Methode

Die in der Human- und Säugetierhämatologie angewandten Zählmethoden zur Abtrennung der einen oder anderen Zellart durch spezielle Verdünnungslösungen lassen sich durch die Kernhaltigkeit aller Zellen im Geflügelblut nicht mit gleichem Erfolg übertragen. An dieser Stelle sollen die angewandten unterschiedlichen Methoden zur Sprache kommen, da sie die Ergebnisse stark beeinflussen. Von dem überwiegenden Teil der Untersucher wird mit nur einer Farblösung Erythrozyten und Leukozyten gemeinsam ausgezählt.

Die in ihrer Vielzahl kaum mehr zu überschauenden Modifikationen betreffen die mikroskopische Ausrüstung, Phasenkontrast bzw. Dunkelfeld (PEHL 1960; STEIN 1936; RATHSFELD 1957), die Verwendung physiologischer aber ungefärbter Verdünner (RATHSFELD 1957) oder den Einsatz spezieller Färbemethoden, wie z. B. Neutralrot (BLAIN 1928; Phloxin (WISEMANN 1931); Giemsafärbung (SADEK 1955); Trypanblau (KOZMA 1930); Kristallviolett (PALMER et al. 1935a); Methylviolett 2 B (NATT et al. 1952) oder auch Kombinationen mehrerer Farbkomponenten.

Des weiteren wurden modifiziert die Farbstoffkonzentration, pH-Wert der Verdünnungslösung, Kühlschrankaufbewahrung der verdünnten Probe vor Auszählung, Verdünnungsverhältnis der Probe und die Verwendung unterschiedlicher Zählkammern.

./.

Eine gute Literaturübersicht findet sich bei WILLENBERG (1965), PROCHAZKA (1967) und SCHÜKRO (1974).

Alle diese Modifikationen zeigen deutlich die Schwierigkeiten bei der Auszählung des Hühnerblutes auf, auch wenn sich ... "nach der Gebrauchsanzahl und den praktischen Ergebnissen, die im In- und Ausland erzielt wurden, bisher die Methode nach SADEK (1955) und NATT et al. (1952) am besten bewährte" (PROCHAZKA 1967).

Es gilt anzumerken, daß einige Autoren auf die Verwendung der Verdünnung nach NATT et al. (1952) nur deswegen verzichten mußten, weil Schwierigkeiten in der Beschaffung von Methylviolett 2 B bestanden (PROCHAZKA 1967 und SCHÜKRO 1974).

./.

ERYTHROZYTEN - ANGABEN
AUS DER LITERATUR +)

Erytn.Zahl mit Grenzbereich Mill./µl Blut	Geschlecht	Anzahl der Tiere	Alter	Linie	Methode	Autor	Haltung
2,43		10	26. Tag	W.L.	Toison Lsg. 1:200 Doppelbest.	Cook (1937)	
2,692		10	20. Wo.	W.L.	"	Cook (1937)	
3,23 ± 0,57	♂	166	erw. 16 Mo.	Leghorn	Wiseman	Olson (1937)	
2,72 ± 0,41	♀	273	erw.	Plymonth u.Kreuz.	1:200; 24 h auf Eis gel.	Olson (1937)	
3,28 ± 0,283		21	50. Tag - 9. Mo.	W.L.	Twisselman	Twisselman (1939)	
2,844 (2,4-3,3)	♀	12	erw.	L.	Natt+Herrick	Ehrl (1954)	
3,76 (2,91-4,64) ↖Sommer	♀	10	1-2 Jhr.	W.L.	Hayem'sche Lsg.	Guba (1955)	Auslauf
5,4 (4,58-5,87) ↖Winter	♀	6	1-2 Jhr.	W.L.	Hayem'sche Lsg.	Guba (1955)	Stall
2,823 (2,27-3,21)	♀	30	erw.	L.	Phys.NaCl u. Phasenkontrast u.Natt+Herrick Verd. 1:200	Rathsfeld (1957)	Auslauf
1,3 - 2,5	♀		erw.	L.	Natt + Herrick Methylviolett 2B in 3,5facher Konzentration	Lüders (1959)	
3,06	♀	11	erw.	W.L.	Natt + Herrick (Neubauer)	Jaffe (1960)	Käfig
2,30	♀	12	erw.	W.L.	Natt + Herrick (Neubauer)	Jaffe (1960)	Semi-intensiv
2,95 ± 0,18	♀	10	erw.	W.L.		Sturkie et al. (1960)	
2,722 (2,1-4,46)	♀	20	erw.	versch. Rassen versch. Alter (Rekonval.)	Sadek verd. 1:200	Klimeš et al. (1960)	grasfreier Auslauf
2,919 (2,01-3,87)	♀	18	erw.	W.L. u. Rhodeländer	Sadek verd. 1:200	Klimeš et al. (1960)	Auslauf mit Gras
2,936 (2,04-3,67)	♀	10	erw.	reb. Italiener	Sadek verd. 1:200	Klimeš et al. (1960)	Auslauf mit Gras
2,744 (2,13-3,75)	♀	25	erw.	W.L.	Sadek verd. 1:200	Klimeš et al. (1960)	Käfig
2,73 (1,97-3,44)	♀	104	erw.	versch. Rassen	Sadek verd. 1:200	Klimeš et al. (1961)	Tiefstreu
2,61 (1,68-3,69)	♀	93	erw.	versch. Rassen	Sadek verd. 1:200	Klimeš et al. (1961)	Käfig
2,38 ± 0,19 (2,0 - 2,6)	♀	15	erw.	W.L.	Sadek	Weber (1965)	Tiefstreu
2,816			erw.		Natt + Herrick	Böhme (1963)	
2,44 ± 0,284 (1,61 - 2,82)	♀	30	erw.	Arbor-Acres Queen-Leghorn	Sadek verd. 1:200	Willenberg (1965)	Bodenintensiv

+) Gute Literaturübersicht über Daten vor 1937 bei Olson (1937) aller Autoren:
Ø 2,96 (2,14 - 5,10)

2.2.1.3 Hämatokrit

Der Hämatokrit (HK) gibt die prozentuale Volumenmenge der korpuskulären Elemente im Verhältnis zur Gesamtblutmenge der gewonnenen Blutprobe wieder.

Ausdruck eines verringerten HK-Wertes kann etwa eine Oligozytämie bei bestehender Normovolämie sein, sowie auch Folge einer Normozytämie bei eingetretener Hypervolämie.

Die Angaben erfolgten früher in Prozent; nach Einführung der SI-Einheiten in l/l d. h.

$$\frac{\text{Blutkörperchen (Liter)}}{\text{Vollblut (Liter)}} .$$

Konventionelle Einheitsangaben werden zur Umrechnung in SI-Einheiten mit dem Faktor 0,01 multipliziert.

Nach Zentrifugation der ungerinnbar gemachten Blutprobe erkennt man drei Abschnitte:

1. Erythrozytensäule, die den HK im engeren Sinne darstellt

2. eine als Buffy-coat (BC) bezeichnete weiße Zellschicht, bestehend aus Thrombozyten, Leukozyten und unreifen Erythrozyten (NIEPAGE 1961). Der Anteil der Thrombozyten kann beim Geflügel die Hälfte und mehr ausmachen (LUCAS et al. 1961). Die Angabe erfolgt bei vielen Autoren in einer getrennten Schreibweise von 1. u. 2.

3. Plasmasäule
   Diese wird nach Farbe und Trübungen beurteilt.

./.

Genetik

Beim Vergleich dreier Inzuchtlinien fand JAFFE (1960) Unterschiede, die auch LUCAS et al. (1961) bestätigten. Geringe Differenzen fanden BEUVING et al. (1974) bei Gegenüberstellung von Broilern und Legelinien. WASHBURN et al. (1972) konstatierten bei schwereren Linien niedrigere HK-Werte; innerhalb der Linien zeigte sich jedoch keine Korrelation zum Körpergewicht. MITIN et al. (1970) erkennt hingegen eine umgekehrte Tendenz.

Alter

Die bezüglich des Alters referierten Ergebnisse entsprechen dem bei den Erythrozytenzahlen gesagten. Nach dem Schlupf sinken die Werte bis zum 4. Lebenstag. Es erfolgt ein Anstieg bis zum 11. Tag; das erreichte Niveau hält bis zur sexuellen Reife an, um bei Hähnen eine weitere Steigerung von 30 % auf 39 % zu erfahren (BIERER et al. 1964a).

Geschlecht

Signifikante HK-Unterschiede konstatiert HUNSAKER (1969b) mit höheren Werten für Hähne als für Hennen. Während der Entwicklungsphase bestehen jedoch keine Differenzen (BIERER et al. 1963; LÖLIGER et al. 1967). Erst mit Einsetzen der sexuellen Reife werden die Unterschiede deutlich (NEWELL et al. 1950; LÖLIGER et al. 1967; BEUVING et al. 1974; BIERER et al. 1964a).

Legeleistung

Der HK von Legern ist niedriger als der außerhalb der Produktion stehenden Hennen (HUNSAKER 1969b). BELL et al. (1964) beobachteten, daß der HK 10 Tage nach letzter Ei-

./.

ablage anstieg und 30 Tage vor Legebeginn abfiel. Als Ursache werden Oestrogenspiegelveränderungen diskutiert. LÖLIGER et al. (1967) sieht im HK ein brauchbares Kriterium über die Bejahung oder Verneinung der Legetätigkeit. Hennen mit Werten unter 25 % HK sollen in Produktion sein, Werte über 34 % sprechen eher für ein Sistieren derselben.

Tagesrhythmus

BIERER et al. (1964a) konstatierten rhythmische Tagesabläufe, wobei der Peak jedoch nicht zu einer gleichbleibenden Tageszeit zu ermitteln ist.

Haltung

Beim Vergleich zweier verschiedener Inzuchtlinien in "semiintensiver" Haltung bzw. in Käfigaufstallung zeigte erstere niedrigere Werte (23,8 %) als Käfigtiere (33,6 %) (JAFFE 1960). Der Autor spricht vor allem auch in Verbindung mit den Erythrozytenwerten von einer Oligozythaemie der semiintensiv-Tiere, ohne deren Ursache ermitteln zu können.

Beim Vergleich von Tieren in Batterie-, Boden- und Auslaufhaltung finden BIERER et al. (1964a) keine gesicherten Unterschiede.

Belastungen

Bei Futter- und/oder Wasserentzug über drei Tage kommt es zu einer Hämokonzentration (BIERER et al. 1964d). Ein nur kurzfristiger Wasserentzug von etwa 24 Stunden beeinflußte den Hämatokrit nicht (GRIMBERGEN et al. 1961).

Nach WELS (1966) sank der HK nach 48 Stunden Wasserentzug bei steigender Erythrozytenzahl, um bei längerem Dürsten anzusteigen. Bei tiefen Temperaturen (ca. 7 ^{o}C) liegen die HK-Werte höher als bei hohen Temperaturen (über 46 ^{o}C) (DEATON et al. 1969).

./.

Auch bei ca. 21 °C liegen die Werte noch über denen bei über 32 °C (KUBENA et al. 1972). Sauerstoffmangel in beachtlichen Höhenlagen führt zu ansteigenden Hämatokritwerten bei Hühnern (BURTON et al. 1971) und Wachteln (JAEGER 1973).

Eine tägliche Blutentnahme über mehrere Tage von 2 - 3 ml beeinflussen den HK nicht (BELL et al. 1964), wohingegen eine mehrmalige Blutentnahme am gleichen Tag den HK-Wert zum Absinken bringt (STURKIE et al. 1951). Der Autor diskutiert als Ursache eine Stimulierung der Neben-Nieren-Rinden-Aktivität mit vermehrter Ausschüttung von corticalen Hormonen. Folge davon sei ein Serum-Natriumanstieg mit Steigerung des Plasmavolumens und damit relativem Absinken der Erythrozytensäule. Nach ACTH-Injektion beobachtet NEWCOMER (1957) leichte Erniedrigung der HK-Werte. Bei vier Wochen alten Küken zeigt sich jedoch der HK durch fünftägige ACTH-Injektionen sowie Cortisonbehandlung unbeeinflußt.

Eine Steigerung des HK durch Hämokonzentration beobachteten TAPPER et al. (1959) nach Adrenalinbehandlung.

Als anämischer Zustand wird ein Absinken des HK unter 26 % (BIERER et al. 1964c) bzw. unter die 10 %-Grenze gewertet (BLALOCK 1956).

Methode

Zwei Methoden finden vermehrt Anwendung in der Geflügelhämatologie:

1. Makromethode nach Wintrobe

Graduierte Zentrifugenröhrchen, vor Zentrifugation eventuell zur Ablesung einer ein-stündigen Blutsenkung verwendbar, werden in Spezialzentrifugen zentrifugiert.

Vorteil der Methode ist, neben der Kombinationsmöglichkeit mit der Blutsenkung, die exakte Ablesemöglichkeit mit unbewehrtem Auge. Nachteile liegen in der Reinigungsnotwendigkeit der Senkungspipetten vor Wiederverwendung und in der benötigten Blutmenge (0,5 ml).

2. Mikromethode

Die Füllung der Mikrokapillaren erfolgt auf Grund der kapillaren Wirkung. Die Rotation erfolgt gleichfalls in Spezialzentrifugen bzw. Spezialzentrifugeneinsätzen.

Nachteil ist die ungenauere Ablesung mit bloßem Auge. Vorteile liegen im Einmalgebrauch, der benötigten geringen Blutmenge, der hygienischen Handhabung (weitere Hilfsmittel zum Aufziehen der Blutprobe werden nicht benötigt) und der Möglichkeit, nach Zentrifugation durch Brechen der Kapillaren einen Leukozytenanreicherungsausstrich anzufertigen, der eine über das Differentialblutbild festgestellte Eosinopenie erhärten kann (NIEPAGE 1961). Darüber hinaus bestehen noch zahlreiche Modifikationen beider Methoden.

./.

Vergleicht man die Werte beider Methoden miteinander, so liegen die Zahlenangaben der Mikromethode oberhalb der Makromethode (DIESEM et al. 1958b; FREDRICKSON et al. 1957). Die Erklärung sah DIESEM et al. (1958b) in dem geringeren Lumen der Mikropipetten, das einem Absinken der Erythrozyten entgegenwirkt.

Weitere methodische Einflußfaktoren liegen in der gewählten Zentrifugalkraft und der Zeitdauer der Rotation. NIEPAGE (1961) postuliert eine für jede Tierart eigens zu erprobende Modifikation.

Zur Standardisierung des HK sieht die DIN-Vornorm 58933 vor, daß das Produkt aus relativer Zentrifugalbeschleunigung (RZB) und Laufzeit in Minuten die Zahl 100 000 nicht überschreiten soll, wobei der RZB-Wert 5 500 nicht unterschreiten soll.

BIERER et al. (1964e) erhielten mit 3 300 U/min und einer zehnminütigen Laufzeit mit Wintrobe-Röhrchen zufriedenstellende Ergebnisse. Wurde die Laufzeit um weitere zehn Minuten verlängert, ließ sich der BC-Wert besser ablesen. COHEN (1967b) wählte sehr hohe Umdrehungen (12 800 x g !) und kürzere Laufzeiten (fünf Minuten). Jedoch verbleibt auch bei längeren Rotationszeiten ein als "trapped-plasma" bezeichneter Plasmaanteil innerhalb der Erythrozytensäule (COHEN 1967a; HUNSAKER 1969a). Nach diesen Autoren schwankt der Anteil zwischen 2,1 und 2,9 %. HUNSAKER (1969a) fand als ideale Bedingung einen RZB-Wert von 3215 bei dreißigminütiger Zentrifugation. Der durchschnittliche trapped-plasma-Anteil betrug dabei 2,9 %.

Der HK wird auch von Art und Menge des verwendeten Antikoagulans beeinflußt. 60 µl Heparin bzw. 2,5 Units pro Mikrokapillare fand COHEN (1967b) als nicht immer ausreichend, zumal kommerzielle heparinisierte Kapillaren

./.

keine gleichbleibende Heparinkonzentration aufwiesen. Die doppelte Menge war zur Vermeidung von "microclots" dienlicher.

SCHELLNER (1969b) fand beim Vergleich von Natrium-Heparinat mit Natriumcitrat unterschiedliche Werte. Die gewählte Verdünnung der Blutproben war allerdings nicht einheitlich. Beim Vergleich von Natrium-Heparinat zu EDTA, Citrat und Oxalat erwies sich ersteres als das geeignetste Antikoagulans (FOURIE 1977).

./.

Durchschnittswert mit Abweichung (Angabe in %)	Anzahl der Tiere	verwendete Methode	Autoren
31,3 ± 3,2	10	Wintrobe, Makromethode	Sturkie et al.(1960)
33,6	31 Käfighaltung	Mikro 12 000 U/Min über 5 Minuten	Jaffe (1960)
32,6	10 Semi-intensiv	Mikro 12 000 U/Min über 5 Minuten	Jaffe (1960)
23,8	33 teilweise Semi-intensiv	Mikro 12 000 U/Min über 5 Minuten	Jaffe (1960)
30,8	33		Lucas et al.(1961)
31,3	10	Wintrobe Heparin 3 300 U/Min über 30 Minuten	Bierer et al.(1963)
21,3 - 32,5	10	Wintrobe, Makromethode 3 200 U/Min über 5 Minuten	Bell et al.(1964)
31 ± 2,9 (27 - 34)	30	11 000 U/Min über 5 Minuten Mikromethode Heparin	Löliger et al.(1967)
25,2 (21-30)	8	Makromethode 3 215 g über 30 Min	Hunsaker (1969a)
23,1 ± 2,5	50	Mikromethode 3 000 U/Min über 20 Min Citratblut	Schellner (1969b)
28,0 ± 2,8	50	s.o. Heparinblut	Schellner (1969b)

+) Ausführliche Zusammenfassung der Literatur vor 1960 bei GRIMBERGEN et al. (1961). Die Werte schwanken dort bei Hennen von 27 - 33 %.

2.2.2 Leukogramm

2.2.2.1 Beeinflussung der absoluten Leukozytenzahl

Prinzip

Sinn der Gesamtleukozytenzählung ist es, den zahlenmäßigen Anteil der weißen Blutkörperchen im peripheren Blut zu erfassen. Des weiteren kann dann anschließend über den prozentualen Anteil der einzelnen Leukozyten aus dem Differentialblutbild ihre tatsächliche Zahl ermittelt werden. Veränderungen der Leukozytenzahl sind Ausdruck einer Reaktion auf eine Vielzahl von Faktoren, die auf den Organismus einwirken.

Einheiten

Die konventionelle Angabe erfolgte in Tausend Leukozyten pro /ul Blut. Da die neue SI-Einheit die Angaben in Giga (= 10^9) pro l Blut ausdrückt, beträgt der Umrechnungsfaktor 1.

Variation

Bei 50 Auszählungen, wobei Blutentnahmezeitpunkt und Blutmischpipetten variiert wurden, ermittelten DIESEM et al.(1958b) einen Variationskoeffizienten von 28,7 %. Werden 5 Tiere in Tagesabständen hintereinander geblutet, so beträgt der Variationskoeffizient für Totalleukozyten 34,2 % (OLSON 1937).

Wird ein und dasselbe Tier in Zeitintervallen geblutet, so schwanken die Leukozytenwerte bis zu 25 %. Die Variation am gleichen Tag bei wiederholter Blutentnahme betrug 3,8 %; über einen Zeitraum von 6 Tagen wurden aber schon 30 % Variation beim gleichen Individuum gemessen (PALMER et al. 1935 c u. d).

./.

KRÖMKER (1937) ermittelte bei Einhaltung immer gleichbleibender Bedingungen (Fütterung, Haltung, Blutentnahmezeitpunkt, Methode, Auszähler) eine Streuung beim selben Huhn von 0,75 %.

Einen beachtlichen Einfluß hat die Person des Auszählers (DIESEM et al.1958b; KLIMEŠ et al.1960a). Zwischen den einzelnen Tierindividuen bestehen beachtliche Abweichungen (DIESEM et al.1958b; WIRTH 1950;KLIMEŠ et al.1960a;LEIBETSEDER 1967; LÖLIGER 1964; SCHÜKRO 1974), wobei die Werte um 50 bis 100 % um den Durchschnittswert schwanken können (LUCAS et al. 1961). Hohe Variationsbreiten werden auch noch bei standardisierten Umweltbedingungen gefunden (CHUBB et al. 1959).

Hohe Schwankungen innerhalb eines Literaturvergleiches führten STURKIE (1976) und LUCAS et al. (1961) auf die Verschiedenheit der angewandten Methoden und auf zu geringe Versuchstierzahlen zurück. Will man die Schwankungsbreite um ± 10 % des Gruppendurchschnitts halten, so benötigt man zur Bestimmung des Parameters "Totalleukozyten" eine Tierzahl von 106 Individuen pro Gruppe (LUCAS et al. 1961).

Genetik

"Rasse"-Unterschiede wurden von FEHLINGS (1936) nicht festgestellt, da die Streuung zwischen den Individuen einer Rasse größer war als die Differenzen der Mittelwerte verschiedener Rassen. Diese Ergebnisse werden von GUBA (1955) und KLIMEŠ et al. (1960a u.1961) bestätigt. Beim Vergleich von zwei Linien, wobei eine auf Resistenz gegen Lymphomatose selektiert worden war, bestanden signifikante Unterschiede in der Leukozytenzahl (LUCAS et al. 1961).

./.

Alter

Um den Schlupftermin findet man niedrige Werte (RATHSFELD 1957; BLAINT 1938), die aber dann stetig ansteigen (SCHMITT 1936; OLSON 1955; RATHSFELD 1957; FREDRICKSON et al. 1957; GLICK 1960; KONDRAT'CVA et al. 1974); Ursache ist eine vermehrte Bildung von Lymphozyten (CHUBB et al. 1959). Um den 3. bis 4. Monat erreicht das Altersprofil einen Gipfel, und die Werte fallen gering bis zum 7. Monat ab (RATHSFELD 1957). Erwachsene Hennen haben noch geringgradig niedrigere Werte als Tiere um den 7. Lebensmonat. Auch OLSON (1937), SCHMITT (1936) und SCHÜKRO (1974) bestätigen höhere Leukozytenwerte bei jungen Tieren gegenüber Adulten.

Geschlecht

Während der Entwicklungsphase bestehen keine gesicherten Unterschiede zwischen den Geschlechtern (OLSON 1937; TWISSELMAN 1939; GLICK 1963). Erwachsene Hennen haben höhere Leukozytenwerte als adulte Hähne (SCHMITT 1936; STEGEMANN 1930; COOK 1937; RATHSFELD 1957; LUCAS et al. 1961). Oestrogenapplikation senkte bei Hähnen die Leukozytenzahlen, jedoch war die Reaktion keineswegs einheitlich (KÄHN 1953).

Legeleistung

Eine Beziehung zur Legeleistung konnte nicht gefunden werden (GUBA 1955; KLIMEŠ et al. 1960a u.1961; RATHSFELD 1957). Brütende Tiere hatten geringere Werte als legende Tiere (KAKARA et al. 1939).

Tagesrhythmus

Tiefstwerte am Vormittag und Höchstwerte in den Nachmittagsstunden fand GLICK (1960). Keinen diurnalen Einfluß konstatierten GUBA (1955) und RATHSFELD (1957).

./.

Saison

MLADENOV (1960) ermittelte höhere Sommerwerte als Winterwerte.

Haltung

Hühner in Tiefstreuhaltung haben signifikant höhere Leukozytenwerte als Käfig- und Auslaufhühner (KLIMEŠ et al. 1960a u.1961). Die Autoren sehen darin den Ausdruck einer schlechteren Umwelthygiene bei der Tiefstreuhaltung. Sie diskutieren als Ursache eine unterschiedliche Vitamin B_{12}-Verfügbarkeit und den stimulierenden Einfluß aufgenommener Bakterien auf die Leukopoese.

OLSON (1937) fand höhere Leukozytenwerte bei Hühnern zum Zeitpunkt der Auslaufhaltung (Sommer) als während der Stallhaltung (Winter). Weitere experimentelle Arbeiten werden von diesem Autor und STURKIE (1976) auf diesem Gebiet für notwendig erachtet.

Belastungen

Nach 48-stündigem Fasten und erneuter Futteraufnahme kam es zu einem Anstieg der Leukozyten (PALMER et al. 1935b). Werden Hühner einer experimentellen Hitzebelastung (42 ^{o}C) ausgesetzt, reagieren sie mit einem Abfall der Leukozytenzahl, der auch nach 24 Stunden noch nicht wieder die Ausgangswerte erreicht hat (BEN NATHAN et al. 1976). Nach Behandlung mit ACTH stiegen die Leukozytenzahlen an (NEWCOMER 1957). SHAPIRO et al. (1949) fand als Antwort auf eine Injektion mit Neben-Nieren-Extrakten eine Leukopenie.

GLICK (1961) hingegen beobachtete nach Kortikosteronapplikation ein Ansteigen der Leukozyten. Bei 4 Wochen alten Küken führte eine längere Applikation von Kortison und ACTH am 2. Tag p. appl. zu einer signifikanten Senkung der Leukozyten. Ab dem 4. Tag lagen die Werte jedoch über den Ausgangswerten (SIEGEL 1958).

Methoden

Wie bei den Erythrozyten besprochen, wurden unzählige Färbemodifikationen für ihre Differenzierung entwickelt. Hier sollen nur noch drei grundlegende Methoden besprochen werden, um die Gesamtleukozytenzahl zu ermitteln:

I. Die indirekte Methode

Zunächst wird die Totalerythrozytenzahl über Zählkammer erfaßt. Dann wird im Blutausstrich eine bestimmte Erythrozytenzahl und gleichzeitig die im gleichen Areal gefundenen Leukozyten mitgezählt. Aus dem Verhältnis von Totalerythrozyten zu "Arealerythrozyten" wird das Verhältnis von Totalleukozytenzahl zu "Arealleukozyten" errechnet (WIRTH 1950). Es handelt sich somit um eine errechnete Größe. Da die Verteilung von Erythrozyten wie auch der Leukozyten im Blutausstrich starken Schwankungen unterworfen ist, müssen mindestens 1000 Erythrozyten mit ihren benachbarten Leukozyten ausgezählt werden. Dennoch haftet dieser Methode eine hohe Variationsquote von 50,9 % an (DENNINGTON et al.1955).

II. Bei der Semi-direkten Methode

werden die Heterophilen und Eosinophilen nach Anfärbung mit Phloxinfarbstoff als "Acidophile" gemeinsam in der Zählkammer ausgezählt. Aus verschiedenen Arealen des Differentialblutbildes wird eine bestimmte Anzahl von "Acidophilen" (die dort allerdings als Heterophile und Eosinophile getrennt werden können) und die gleichzeitig mitgefundenen anderen Leukozytenarten ausgezählt. Über das Verhältnis von Blutausstrichacidophilen zu Zählkammeracidophilen kann über die Anzahl der prozentual mitgefundenen anderen "Arealleukozyten" die Gesamtleukozytenzahl ermittelt werden (WISEMAN 1931). Auch hier handelt es sich um eine berechnete Größe, der nach DENNINGTON et al. (1955) eine Variation von 39,2 % anzulasten ist.

./.

III. Die direkte Methode

setzt sich als Mittel der Wahl immer mehr durch. Die Gesamtleukozytenzahl wird nach Anfärbung mit geeigneten Färbeverdünnungslösungen direkt in der Zählkammer ermittelt. Der Variationskoeffizient läßt sich damit auf 17,5 % erniedrigen (DENNINGTON et al.1955).

./.

TOTALLEUKOZYTENZAHLEN BEI ERWACHSENEN HENNEN AUS DER LITERATUR +)

Durchschnittswerte mit Grenzwerten Angabe in Tausend/ /ul/Blut	Tierzahl	Methode und Haltungsform	Autor
32,6 ± 9,1	21	Twisselman	Twisselman (1939)
26,0 (17,0-32,0)	12	Natt u. Herrick	Ehrl (1954)
41,8 - 43,3	6	Kozma	Guba (1955)
24,0	30	Natt u. Herrick Phasenkontrast	Rathsfeld (1957)
29,5 (19,4-50,4)	20	Sadek/Auslauf	Klimeš et al.(1960a)
25,1 (13,3-39,0)	18	Sadek/Auslauf	Klimeš et al.(1960a)
25,2 (17,7-35,5)	10	Sadek/Auslauf	Klimeš et al.(1960a)
18,9 (6,5-34,8)	25	Sadek/Käfig	Klimeš et al.(1960a)
35,9 (23,0-53,4)	10	Sadek/Tiefstreu	Klimeš et al.(1960a)
31,0 (11,9-58,4)	104	Sadek/Tiefstreu	Klimeš et al. (1961)
19,1 (7,9-31,4)	93	Sadek/Käfig	Klimeš et al. (1961)
19,0	16	Wiseman und Shaw	Schükro (1974)
13,1 ± 2,3 (8,5-16,7)	30	Türk'sche Lösung Verdünnung 1 : 20 Bodenintensiv	Willenberg (1965)

+) Eine gute Literaturübersicht aus früherer Zeit und nicht erwachsenen Hennen und Hähnen findet sich bei WILLENBERG (1965)

2.2.2.2 Beeinflussung des Differential-Blutbildes

Das Differential-Blutbild gibt einen Überblick über die prozentuale Verteilung der einzelnen Leukozytengruppen untereinander. Daneben werden morphologische Besonderheiten erfaßt, und die Reaktivität der Bildungsstätten beurteilt. Hilfreich ist dabei die in der Säugetierhämatologie vielfach angewandte Kern-Index-Ermittlung. Die dem Hühnerblut eigentümliche stärkere Granulierung der Myelozyten ist jedoch für eine exakte Kern-Index-Aufstellung (Arneth-Zählung) hinderlich (MÄCKLE 1953; EHRL 1954).

Die Angaben erfolgen in Prozent der einzelnen weißen Blutzellen in Bezug zur Gesamtheit der im Ausstrich ausgezählten Leukozyten. Die Prozentsätze sollten über die in der Zählkammer ausgezählte Totalleukozytenzahl in tatsächliche Zahlenangaben umgerechnet werden, um einen besseren Überblick über die wirklichen Zahlenverschiebungen zu erhalten (LUCAS et al. 1961; OLSON 1975).
Die Genauigkeit der Prozentangaben steigt mit der Quadratwurzel der ausgezählten Zellen. 400 ausgezählte Zellen pro Ausstrich ergeben eine doppelte Genauigkeit als bei 100 ausgezählten Leukozyten (LUCAS et al. 1958).

Variation

Will man den Variationskoeffizienten um 10 % des Gruppendurchschnitts halten, so benötigt man für die folgenden Parameter eine bestimmte Tierzahl pro Gruppe (LUCAS et al. 1961):

Lymphozyten	130 Tiere
Monozyten	352 Tiere
Heterophile	240 Tiere
Eosinophile	3 615 Tiere
Basophile	551 Tiere

./.

Wird fünf Tieren zehnmal in Abständen Blut entnommen, so haben die einzelnen Leukozyten folgende Variationsbreite (OLSON 1937):

Lymphozyten	8,6 %
Monozyten	22,2 %
Heterophile	27,0 %
Eosinophile	58,8 %
Basophile	62,7 %.

Lymphozyten

In der älteren Literatur unterschied man zwischen kleinen, mittleren und großen Lymphozyten (HOFMEISTER 1934). Eine große Zahl von Autoren halten eine Trennung in kleine und große Lymphozyten für sinnvoll (zitiert bei WILLENBERG 1965). LUCAS et al. (1961) und OLSON (1955) fassen die Lymphozyten als eine Gruppe auf, ohne eine morphologisch-zahlenmäßige Aufgliederung zu betreiben. Eine Abgrenzung zwischen großen Lymphozyten einerseits und Monozyten bzw. Blastenzellen andererseits erscheint ihnen auf Grund der Morphologie problematisch.

./.

Bei den Granulozyten werden beim Huhn drei Typen unterschieden:

1. Heterophile

Dieser Zelltyp soll den Neutrophilen der Säugergranulozyten entsprechen (BLALOCK 1956; LUCAS et al. 1961) und verdankt seinen Namen seiner acido- wie basophilen Anfärbbarkeit. Im älteren Schrifttum liest man häufig die Bezeichnung "Pseudoeosinophile" und auch in jüngerer Literatur taucht diese Bezeichnung noch gelegentlich auf (SCHÜKRO 1974).

Ihre Bildungsstätte, wie die aller Granulozyten, liegt im extrakapillären Gewebe des Knochenmarks (LÖLIGER 1964). Als mobile Entzündungselemente sind sie auch Träger der Schilling'schen "neutrophilen Kampfphase" (HERTKORN 1969), dessen Konzept auch für das Huhn Gültigkeit haben soll.

2. Eosinophile

Eine weitere Gruppe der Myelozyten stellen die eosinophilen Granulozyten. Mit Wright-Färbung ist eine Abgrenzung zu den Heterophilen nicht immer sicher durchzuführen (LUCAS et al. 1958; STURKIE 1976; OLSON 1965; TWISSELMAN 1939). Das Verhältnis von Heterophilen zu Eosinophilen beträgt nach SOLIMANN (1961) 15,5 : 4,5 und nach AECKERLEIN (1967) 10 : 3,6. Von letzterem Autor wird über Differenzierungsschwierigkeiten zwischen Eosinophilen und Basophilen berichtet, wobei allerdings das Phasenkontrastverfahren zur Anwendung kam.

Ihre Aufgabe im Säugerblut besteht in einer antiparasitären bzw. antiallergischen Funktion, da sie bei beiden Krankheitsformen vermehrt in peripheren Blut zu finden sind (MARCH et al. 1960; KOLB 1962).

./.

3. Basophile

Diese Granulozytengruppe wurde im älteren Schrifttum auch als Mastzellen bezeichnet (STEEN 1913; SALOMON 1920). Über ihre Funktion im Hühnerblut besteht noch keine völlige Klarheit (WILLENBERG 1965). Die Wasserlöslichkeit ihrer Granula, die bei entsprechenden Färbetechniken zerstört werden können, bereitet bei ihrer Erkennung gelegentlich Schwierigkeiten. LUCAS et al. (1961) zieht in Erwägung, daß die Wasserempfindlichkeit vom Alterungsprozeß abhängig sein kann; Untersuchungen über diese Frage stehen jedoch noch aus.

HUNT et al. (1959) berichten von einem beachtlichen Abfall der Basophilen nach Injektion einer Substanz, die zu einer Histaminfreisetzung führte. Den Säugetierbasophilen werden antikoagulierende Fähigkeiten zugesprochen, da ihre Granula heparinhaltig sind (POTEL 1969).

./.

Monozyten

Die Monozyten werden ihrer Morphologie nach häufig in einer Gruppe mit den Lymphozyten genannt und als "mononukleäre Zellen" oder "Agranulozyten" bezeichnet. Eine Differenzierung dieser Zellart ist nicht unproblematisch (LÖLIGER 1964; HENSLER 1961; OLSON 1965); ein Teil der Untersucher verzichtet auf eine Abgrenzung zu der lymphatischen Reihe. In den prozentmäßigen Angaben stehen sie bei vielen Autoren über den Eosinophilen und Basophilen und erreichen bei OLSON (1965) und KOLB (1962) Werte um und über 10 %, bei TWISSELMAN (1939) sogar 13 % mit Wright-Färbung und über 16 % mit der Supravital-Technik, der der Autor den Vorzug gibt. BLALOCK (1956) sieht den oberen Normal-Grenzbereich bei 8 % Monozyten.

./.

Genetik

LUCAS et al. (1961) gibt beim Vergleich zweier Linien, die auf unterschiedliche Empfänglichkeit gegenüber der aviären Lymphomatose selektiert worden waren, signifikante Unterschiede in allen Leukozytengruppen mit Ausnahme der Eosinophilen an. Hingegen konnten OLSON (1937), GUBA (1955) und KLIMEŠ et al. (1960a u.1961) bei den Monozyten keine gesicherten Unterschiede ermitteln.

Alter

Um den Schlupf sind die Lymphozyten zugunsten der Heterophilen geringer vertreten (BLAINT 1938; BURTON et al. 1969). Ihre Zahl steigt bis zum 20. Lebenstag an, an dem die Werte erwachsener Tiere erreicht werden. Um eine Aussage über Abwehrreaktionen machen zu können, ist der Quotient aus Lymphozyten zu Heterophilen sehr dienlich (BURTON et al. 1969). Im humanmedizinischen Schrifttum wird dieser Quotient auch als "Leukozytenindex" bezeichnet.

Junge Tiere haben höhere Lymphozytenprozentsätze als adulte Tiere (OLSON 1937; MITIN et al. 1970). Zwischen 7. Lebensmonat und 9. Monat sieht SCHÜKRO (1974) ein Ansteigen der Lymphozyten mit entsprechend reziprokem Verhalten der Heterophilen.

Der Vergleich von 6 Wochen alten zu 12 Wochen alten und erwachsenen Hühnern ergibt steigende Prozent- und Totalsätze der Monozyten ohne signifikante Unterschiede (LUCAS et al. 1961); BURTON et al. (1969) finden im Blut von Eintagsküken höhere Basophilenprozentsätze als in späteren Lebensabschnitten. Bei älteren Tieren liegen jedoch die Basophilenzahlen über denen von juvenilen Tieren (AECKERLEIN 1967; STEEN 1913).

./.

Geschlecht

Hennen haben höhere Lymphozytenprozentsätze als Hähne (OLSON 1937; RATHSFELD 1957; LUCAS et al. 1961). Die Umkehrung gilt für die Heterophilen.

Hähne zeigen höhere Prozentsätze an Monozyten als Hennen, jedoch liegen die Totalzahlen unter denen von weiblichen Tieren, da letztere deutlich höhere Leukozytenwerte haben (OLSON 1965; LUCAS et al. 1961).

Legeleistung

Nicht signifikant höhere Lymphozytenwerte hatten nach Untersuchungen von WOLFORD et al. (1962 a u. b) Nicht-Leger gegenüber Hennen während der Produktion.

Von denselben Autoren gilt diese Feststellung auch für die Monozytenprozentsätze.

Tagesrhythmus

GLICK (1960) berichtet von höheren Lymphozytenprozentsätzen zur Nachmittagszeit gegenüber den morgendlichen Stunden. Geringe Tagesschwankungen werden von CHUBB et al. (1959) erwähnt, wobei der Pegelausschlag von Tag zu Tag beachtlicher war.

Saison

Ein saisonaler Einfluß auf das Differential-Blutbild wird von OLSON (1937) verneint.

Haltung

Die Prozentsätze von Lymphozyten und Heterophilen unterscheiden sich nicht beim Vergleich von "in-door" zu "out-door"-Haltung (OLSON 1937).

./.

Keine signifikanten Unterschiede ermittelten KLIMEŠ et al. (1960a u.1961) zwischen Tieren in Auslauf-, Boden- und Käfighaltung. Hennen in Bodenhaltung hatten jedoch die durchschnittlich höchsten Lymphozytenprozentsätze, gefolgt von Käfigtieren mit den niedrigsten bei Auslauftieren (68 % : 65 % : 61 %).

Auch WOLFORD et al.(1962b) verneinen signifikante Unterschiede zwischen Käfighennen und auf "slatted floor" gehaltenen Tieren und solchen in konventioneller Bodenhaltung. Nach Meinung dieser Autoren stellt das heutige Hybridhuhn eine Züchtung dar, das die Stressfaktoren, die aus der Aufstallungsform erwachsen könnten, während der Legeperiode zu kompensieren in der Lage ist.

Bei den Monozyten haben "out-door"-gehaltene Hennen höhere Werte als in Bodenhaltung (OLSON 1937). KLIMEŠ et al. (1960 a u.1961) finden keine sichtbaren Unterschiede, da die Schwankungen innerhalb der Gruppen eventuelle Unterschiede zwischen den Gruppen überlagerten. Auch WOLFORD et al.(1962b) finden keine Differenzen.

Bezüglich der Eosinophilen konnten von OLSON (1937), KLIMEŠ et al. (1960a u.1961) und WOLFORD et al.(1962 a u. b) zwischen den unterschiedlichen Haltungssystemen keine gesicherten Unterschiede gefunden werden.

Belastungen

Werden 9 bis 12 Tage alte Broilerküken einer 30-minütigen Kälteeinwirkung (41 - 44 Fahrenheit) ausgesetzt, so zeigt ihr Differentialblut keine Veränderungen. Eine Hitzebelastung (112 - 118 F) über die gleiche Zeitdauer beantworten sie zunächst mit einem Anstieg der Lymphozyten und entsprechendem prozentualem Abfall an Heterophilen, um nach 2 Stunden nach Abschluß des Experimentes die umgekehrte Tendenz zu zeigen (CHANCELLOR et al. 1960).

./.

Die Autoren sehen darin eine verzögerte Antwort auf den Stressor "Hitze" durch Mobilisierung von Heterophilen aus dem Knochenmark.

WOLFORD et al. (1962a) beobachteten nach einem 24-stündigen Wasserentzug bei Legehennen keine signifikante Veränderung im Differentialblutbild.

Eine einmalige ACTH-Injektion (10 IU) wie auch eine 2-mal tägliche ACTH-Injektion über 4 Tage beeinflußten das Differentialblutbild nicht (WOLFORD et al. 1962a). Die Autoren kommen zu der Auffassung, daß allein durch die Manipulation mit den Tieren ein Lymphozytenabfall und Heterophilenanstieg ausgelöst werden kann.

Nach Kortikosteronapplikation steigen die Heterophilenprozentsätze deutlich an (NEWCOMER 1957; GLICK 1961). Übereinstimmung der Autoren besteht weitgehendst dahin, daß ein als "Stressor" wirksamer Faktor ein Absinken der Lymphozytenprozentsätze und einen Anstieg des Heterophilenanteils bewirkt (SHAPIRO et al. 1949; NEWCOMER 1957; GLICK 1961; SIEGEL 1969; SLESINGER 1969).

Während das Verhalten der Eosinophilen in der Humanmedizin als deutliches Reaktionsmerkmal auf die Ausschüttung von Neben-Nieren-Rinden-Hormonen nach ACTH-Applikation gilt (Thorn-Test), ist deren Rolle in der Geflügelhämatologie nicht eindeutig.

WOLFORD et al. (1962a) sehen bei einer 24-stündigen Kältebelastung (35 F) bei Hennen einen deutlichen Anstieg der Eosinophilenanteile (von 1,7 % auf 6,8 %). Bei einem weiteren Absinken der Temperatur auf 0 ^{o}F) fällt der Eosinophilenprozentsatz von 3,5 auf 0,5 %. Eine mehrtägige ACTH-Injektion beeinflußte diese Zellgruppe jedoch nicht (ebenso NEWCOMER 1957 und SIEGEL 1971).

./.

Hingegen fand HUBLÉ (1955) eine relative wie absolute Eosinopenie. Nach 1/2-stündigem Umhertreiben und ACTH-Applikation registrierte SCHÜKRO (1974) einen geringen Eosinophilenanstieg. Ein Einfluß von ACTH-Injektion auf die Monozytenverteilung konnte von NEWCOMER (1957) nicht festgestellt werden.

Methoden

Der Ausstrich kann von dem direkt austretenden Blutstropfen am Tier angefertigt werden oder mit dem zuletzt aufgezogenen Blutstropfen mittels Kanüle und Spritze auf den Objektträger gebracht werden (unmittelbar an die Blutentnahme anschliessend). Bei einer ungerinnbar gemachten Blutprobe ist es auch möglich, den Ausstrich erst im Labor anzufertigen.

Die Ausstrichtechnik erfolgt in der Regel auf einem Objektträger, wobei als Ausziehmaterial entweder ein zweiter Objektträger oder ein Hämocytometerdeckgläschen benutzt werden kann. Letztere Technik erfordert mehr Übung, ergibt aber durch die geschliffenen Kanten exaktere Ausstriche. Eine weitere Methode besteht darin, einen Blutstropfen sich zwischen zwei Deckgläschen ausbreiten zu lassen, wobei man nach Auseinanderziehen zwei Ausstriche erhält.

Ein Reserveausstrich sollte immer mit angefertigt werden, da entweder der Ausstrich selbst mangelhaft sein kann (dies muß nicht makroskopisch erkennbar sein) oder die Färbetechnik weist Mängel auf.

Der Ausstrich sollte vor Färbung luftgetrocknet werden. BENNETT (1970) empfiehlt unmittelbar nach Trocknung eine Fixierung der Ausstriche in 100 % Methanol oder Äthanol, da bei längerer Aufbewahrung vor der Färbung Zellen verändert werden bzw. in ihrer Anfärbbarkeit nachlassen.

./.

In der Geflügelhämatologie haben sich folgende Färbungen als brauchbar erwiesen:

1. Färbung nach Wright

Eine wegen des geringen zeitlichen und technischen Aufwandes bevorzugte Methode. Es bestehen jedoch mitunter Schwierigkeiten, Heterophile von Eosinophilen abzugrenzen (CHUBB et al. 1959). Gute Beschreibung der Zelltypen bei LUCAS et al. (1961).

2. Färbung nach Pappenheim
(kombinierte May-Grünwald- und Giemsalösung)

Die Färbung ergibt kontrastreiche Ausstriche; der zeitliche wie technische Aufwand ist jedoch höher als bei Wright-Färbung. Die Granula der Basophilen können sich gelegentlich auflösen und damit Differenzierungsschwierigkeiten gegenüber den Lymphozyten bereiten (SCHÜKRO 1974). Das Aussehen der einzelnen Zellarten bei dieser Färbemethode wird bei OLSON (1955)übersichtlich beschrieben.

3. Färbung nach Leishman

Mit dieser technisch recht umständlichen Färbung sollen nach CHUBB et al. (1959) und OLSON (1965) sehr gute Ergebnisse erzielt werden können.

4. Supravitalfärbung

TWISSELMAN (1939) gibt dieser Methode vor der Wright-Färbung den Vorzug, da er zu genaueren Ergebnissen kommt.

./.

DIE WERTE DES DIFFERENTIALBLUTBILDES BEI ERWACHSENEN HÜHNERN

AUS DER LITERATUR (ANGABEN IN %)

Tierzahl	Lymphozyten	Monozyten	Heterophile	Eosinophile	Basophile	Technik	Haltung	Autor
6	65	2	30	2	1	Pappenheim		Hofmeister (1934)
266	64,6± 0,4	8,9±0,1	22,8± 0,3	-	-	Wright		Olson (1937)
21	40,9±11,9	16,5±6,4	35,6±11,5	2,7± 2,4	4,3± 2,7	Supravital		Twisselman (1939)
21	54,0±11,7	13,7±6,3	27,8± 9,3	1,5± 2,0	2,7± 2,1	Wright		Twisselman (1939)
12	62,2 (42,3 -75,7)	3,01 (2,0 -4,5)	28 (17 - 36,3)	3,45 (1 - 20,8)	3,34 (2 - 4,8)	Pappenheim		Ehrl (1954)
30	68,3	6,3	21,4	2,0	2,0			Rathsfeld (1957)
104	64	4	27	3	2	Pappenheim	Tiefstreu	Klimeš et al. (1961)
92	62	3	30	4	1	Pappenheim	Käfig	Klimeš et al. (1961)
20	59,6	4,4	31,6	3,9	0,5	Pappenheim	Auslauf o.Gras	Klimeš et al. (1960)
18	60	5	29	4,6	1,4	Pappenheim	Auslauf m.Gras	Klimeš et al. (1960)
10	61,8	1,5	34,6	1,2	0,9	Pappenheim	Auslauf m.Gras	Klimeš et al. (1960)
25	64,6	5,0	25,8	3,1	1,5	Pappenheim	Käfig	Klimeš et al. (1960)
10	67,7	4,8	27,5	-	-	Pappenheim	Tiefstreu	Klimeš et al. (1960)
	56,7	5,2	33,5	4,4	-	Wright	Slatted floor	Wolford et al. (1962b)
	55,2 (1+ 3,99)	4,3 (1+ 0,74)	37,6 (1+ 3,11)	2,9 (1+ 0,8)	-	Wright	Boden	Wolford et al. (1962b)
	60,3	4,0	28,7	1,6	-	Wright	2 Hühner/Käfig	Wolford et al. (1962b)
	61,8	5,4	29,2	2,8	-	Wright	1 Huhn/Käfig	Wolford et al. (1962b)
30	69,0 (54,0- 81,0)	7,5 (3,0 - 13,8)	19,7 (6,8 - 33,3)	1,7 (0,5 - 3,3)	2,5	Wright	Bodenintensiv	Willonberg (1965)
4	69,0	1,1	24,9	-	5,0	Schalm	Käfig	Banerjee et al. (1975)

2.3 Serologische Untersuchungen

2.3.1 Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit

Mit der Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit, kurz Senkung genannt, wird die Sedimentationsgeschwindigkeit der Erythrozyten in einer mit Antikoagulantien versehenen Blutprobe bestimmt. Da die Faktoren, die diesen Vorgang beeinflussen, recht vielfältiger Natur sind und mittels Senkung allein nicht ermittelt werden können, bezeichnet man diese Labortechnik auch als Serumlabilitätsreaktion im weiteren Sinn.

Da eine starke Abhängigkeit vom Fibrinogen- und Globulinanteil im Plasma besteht, bezeichnet SOVA (1963) die Senkung als "Proteintest". Nach STURKIE et al. (1960) wird die Senkung von zwei Grundfaktoren bestimmt:

- der Schwerkraft, die auf die in Suspension gehaltenen Zellen einwirkt

  und

- dem Reibungswiderstand seitens der Suspension.

Alter

Die Senkung verhält sich im Altersprofil entsprechend dem Zellpackungsvolumen der einzelnen Altersstufen:

In den ersten Tagen nach dem Schlupf ist der Hämatokrit niedrig und die Senkung beschleunigt; mit Ansteigen des Hämatokrits bis zum 11. Lebenstag verzögert sich die Senkung (BIERER et al. 1964a).

Mit Erreichen der sexuellen Reife steigen bei Hähnen die Hämatokritwerte an (von 30 auf 39 %). Im gleichen Zeitraum verzögert sich die Blutkörperchensenkung (von 19 mm/h auf 9 mm/h).

./.

Geschlecht

Bis zum Zeitpunkt der Geschlechtsreife bestehen keine sexuellen Unterschiede in der Senkungsgeschwindigkeit (BIERER et al. 1964a). Hennen, die in den Hämatokritwerten unter denen von Hähnen rangieren, zeigen im Plasma beschleunigtere Senkungen als die männlichen Tiere. Kapaune liegen zwischen den beiden Werten (BIERER et al. 1963; STURKIE et al. 1958).

Legeleistung

Die mit Einsetzen der Legeleistung deutliche Trübung des Plasmas (bedingt durch einen Anstieg im Plasmalipidgehalt) wird begleitet von einer plötzlich einsetzenden Senkungsbeschleunigung (STURKIE et al. 1958; GILBERT, 1962; BIERER et al. 1964a). Oestrogenapplikation reduziert die Erythrozytenzahl, führt zu einer Hyperlipämie und bewirkt eine Beschleunigung der Senkungsgeschwindigkeit (GILBERT 1962). Der Autor berichtet von proportionalen Beziehungen zwischen Plasmafettgehalt und der Blutkörperchensenkung.

Haltung

Deutliche Unterschiede zwischen Käfig-, Boden- und Auslaufhaltung konnten von BIERER et al. (1964a) nicht gefunden werden.

Belastungen

Ein dreitägiger Wasserentzug bewirkt eine Verzögerung der Senkung. Dieser Effekt tritt bereits nach 24 Stunden ein, vergesellschaftet mit einem Hämatokritanstieg (BIERER et al. 1964d).

./.

Methoden

Grundsätzlich lassen sich zwei Methoden unterscheiden:

1. Methode nach Linzenmeyer

Hat sich die Erythrozytensäule bis zu einer bestimmten Marke gesenkt, wird die dazu benötigte Zeit festgehalten.

2. Methode nach Westergren

Bei dieser Methode wird die Markierung abgelesen, die von der Erythrozytensäule nach einer bestimmten Zeit erreicht wird. In der Regel wird im 1-, 2- und 24-stündigen Intervall abgelesen. Der Vorteil dieser Methode, die von HALLMANN (1966) als Methode der Wahl bezeichnet wird, liegt darin, daß man die Senkung nicht permanent im Auge behalten muß.

Die Angabe der Senkungsgeschwindigkeit erfolgt in mm/h. Auch in der Geflügelhämatologie hat sich die Methode nach WESTERGREN durchgesetzt; allerdings ist die ursprüngliche Arbeitsanleitung in einigen Punkten modifiziert worden:

- das ursprünglich verwendete Antikoagulans, eine 3,8 % Natriumcitrat-Lösung in einem Blut-Citrat-Gemisch von 4 : 5, wird häufig durch andere Antikoagulantien, wie z. B. Heparin oder EDTA ohne Verdünnungsfaktor ersetzt, da sich diese Gerinnungshemmer für eine Vielzahl von Laboruntersuchungen mit einer Blutprobe als vorteilhaft erwiesen haben. SCHELLNER (1969b) konnte nachweisen, daß die Senkung mit Citratblut höhere Werte ergab als mit heparinisierten Blutproben. Der Autor vertritt die Meinung, daß nicht die unterschiedlich gewählten Verdünnungsverhältnisse die Ergebnisse beeinflussen, sondern daß dies Ausdruck der unterschiedlichen Wirkungsweise der Antikoagulantien sei.

./.

- die Makromethode wird häufig durch Mikromethoden ersetzt, zumal wenn aus einer Probe mehrere klinisch-chemische Parameter bestimmt werden sollen. Mikromethoden ergeben geringere Senkungswerte, da das engere Pipettenlumen der gebildeten Erythrozytensäule einen höheren Widerstand bildet (STURKIE et al. 1958).

- die senkrechte Stellung der Pipetten erfährt eine Winkelung um 60 °. Durch diese Schrägstellung wird die Senkung beschleunigt, da die säulenartige Anordnung der Erythrozyten durch eine mehr "dachziegelartige" Formation abgelöst wird (STURKIE et al. 1958; HENSLER 1961). Vergleichswerte zwischen 90 ° und 60 ° Winkelung sind der Dissertation HENSLER'S (1961) zu entnehmen.

Zwischen der zurückgelegten Senkungsstrecke und der dafür benötigten Zeit besteht eine lineare Regression im Zeitabschnitt von 10 bis 120 Minuten (STURKIE et al. 1958; HENSLER 1961).

STURKIE et al. (1960) messen der Erythrozytenzahl und -volumen das Hauptgewicht für den Senkungsablauf bei. Auch HENSLER (1961) sieht es als gesichert an, daß der Ballung (Agglomeration) der Erythrozyten das entscheidende Phänomen zukommt. Der Autor erkennt im Senkungsablauf drei Phasen:

- zunächst sinken Erythrozyten als einzelne Zellen verhältnismäßig langsam ab

- durch Zusammenballung der Einzelerythrozyten zu Agglomeraten beschleunigt sich die Senkung ("Agglomerationsstadium")

- die zum unteren Ende des Röhrchens hin immer dichter werdenden Agglomerate behindern sich gegenseitig, wodurch die Senkungsgeschwindigkeit verringert wird ("Sackungsstadium").

./.

Ein Argument dafür, daß den Erythrozyten eine tragende Rolle bei der Senkung zukommt, wird in der Tatsache gesehen, daß die Senkung mit Pferdeblut schnell und mit Rinderblut langsam abläuft. Werden nun Rindererythrozyten im Pferdeplasma zur Senkung gebracht, so erfolgt eine verzögerte Reaktion, wohingegen Pferdeerythrozyten in Rinderplasma beschleunigter absinken als mit den homologen Erythrozyten (HENSLER 1961). BIERER et al. (1963) konnten nachweisen, daß mit steigendem Hämatokrit die Senkung verzögert wurde und umgekehrt.

Durch Plasmazusätze zum heparinisierten Vollblut wurde die Senkung erhöht (BIERER et al. 1964b).

./.

BLUTSENKUNGSWERTE VON HÜHNERN

ANGABEN AUS DER LITERATUR (in mm/h)

Tier-zahl	$\bar{x} \pm S$	♂ ♀	Alter	Broiler B Leghorn L	Methode	Autor
400	1,5	♂	10 Wochen	B	Wintrobe, 90°	Fredrickson et al (1958)
24	3,3 ± 1,4 Minimum: 2 Maximum: 4	♀	erwachsen	L	Wintrobe, 90°	Sturkie et al. (1958)
10	24,7 ± 8,31	♀	erwachsen	L	Wintrobe, 45°	Sturkie et al. (1960)
10	14,31	♀	16-20 Wo.	L	Wintrobe, 45°	Bierer et al. (1963)
10	4,16	♂	16-20 Wo.	L	Wintrobe, 45°	Bierer et al. (1963)
33	19	♀	erwachsen	L	Wintrobe, 45°	Bierer et al. (1964c)
16	9	♂	erwachsen	L	Wintrobe, 45°	Bierer et al. (1964c)

./.

2.3.2 Blutzucker / Plasmaglukose

Kohlehydrate überwiegen im Anteil des Hühnerfutters. Im Digestionstrakt werden sie zu Monosacchariden abgebaut, und gelangen über den portalen Kreislauf in die Leber, wo sie in Glykogen umgewandelt werden. 12 % des Glykogendepots findet man in der Leber, 8 % in der Muskulatur; ein großer Teil dient zur Fettsynthese. Das Gleichgewicht zwischen Blut- und Gewebszucker wird unter Mitwirkung von Insulin, Glukagon, Adrenalin, den Glukokortikoiden und ACTH aufrechterhalten. Der Nierenschwellwert für Glukose liegt beim Huhn um 275 - 300 mg % (LIETSCH 1963).

Vögel haben höhere Blutzuckerwerte als viele Haussäugetiere, da sie eine höhere Körpertemperatur und damit verbunden eine größere Intensität des Stoffwechsels aufweisen (KOLB 1956). Sinkende Körpertemperaturen führen zu erniedrigten Blutzuckerwerten beim Huhn (RODBARD 1947).

Sinn der Blutzuckerbestimmung ist es, eine Aussage über das zum Zeitpunkt der Blutentnahme dem Tier zur Verfügung stehende Energiepotential zu machen, zum anderen kann ein Einblick gewonnen werden über die Funktion bzw. Dysfunktion der den Blutzuckerspiegel regulierenden Faktoren.

Die herkömmliche Angabe der Werte erfolgte in mg Glukose/ 100 ml Blut. Die neu zu verwendenden SI-Einheiten geben die Größe an in m mol/l, das heißt, der Umrechnungsfaktor der herkömmlichen in SI-Einheiten beträgt mg/100 ml x 0,0555.

./.

Alter

Jugendliche Tiere haben höhere Glukosewerte als Adulte (TAPPER et al. 1956; VÖLKER 1925; BELL 1957). Ein deutlicher Unterschied zwischen schnell und verzögernd wachsenden Hühnern bestand nicht (PROUDMAN et al. 1975).

Geschlecht

Ein Geschlechtseinfluß auf die Plasmaglukose besteht nicht (BELL 1957). Die unterschiedlichen Werte zwischen Hahn und Henne bei Vollblutbestimmungen seien auf die geschlechtsbedingten unterschiedlichen Erythrozytenzahlen zurückzuführen. TAPPER et al. (1956) bestätigen diese Aussage durch die Feststellung, daß nach Androgenbehandlung die Erythrozytenzahlen ansteigen, und der Blutzuckerspiegel im Vollblut absinkt; bei der Glukosebestimmung mit Plasma treten jedoch keine Veränderungen des Glukosespiegels ein.

Tagesrhythmus

SMITH (1972) und DAVISON (1975) bejahen einen diurnalen Rhythmus, wobei der Lichtintensität die tragende Rolle zukommt. Mit dem Morgengrauen stieg der Glukosespiegel mit einem Gipfel nach 6 Stunden; der tiefste Wert wurde 6 Stunden nach Einsetzen der Dunkelheit gemessen. Konstantes Licht führte zu konstanten Glukosewerten (SMITH 1972).

Belastungen

Ein bis 72 Stunden dauernder Futterentzug hatte keinen nennenswerten Einfluß auf die Glukosewerte (HAZELWOOD et al. 1959). Andere Autoren hingegen berichten von fallenden Blutzuckerwerten bereits nach 12-stündigem Fasten (BURROWS et al. 1935; GOLDEN et al.1942b; STURKIE 1976; SMITH 1972).

./.

Erst mit sehr hohen Insulingaben (200 Einheiten/Huhn) konnten GOLDEN et al.(1942a) Todesfälle beobachten. Auch CHEN et al, (1945) fanden beim Vogel in Bezug zum Säuger eine geringere Ansprechbarkeit auf exogen zugeführtes Insulin.

ACTH- bzw. Kortikosteroidapplikation führen zu einer deutlichen Erhöhung der Glukosewerte im peripheren Blut (SIEGEL 1971; SCHÜKRO 1974; FREEMAN 1976).

Methoden

Unter der Vielzahl der für die Plasmaglukosebestimmung zur Anwendung gelangenden Methoden lassen sich drei voneinander verschiedene Systeme unterscheiden:

1. Reduktiometrische Methode

Mit dieser Methode wird der Nachweis aller im Blut vorkommenden reduzierenden Substanzen geführt, also neben der Glukose auch die Restreduktion. Im Prinzip wird eine im Überschuß vorliegende Substanz durch die im Blut vorhandenen Reduktionspotentiale reduziert und der nicht reduzierte Teil jodometrisch bestimmt (Methode nach HAGEDORN-JENSEN; CRECELIUS-SEIFERT; FRANK-KIRBER; SOMOGYI-NELSON u. a.).

2. Enzymatische Bestimmung der Glukose

Bestimmte "Glukose-spezifische-Enzyme" (z. B. die Glukoseoxydase=GO D) bewirken eine Reaktion der Glukose (praktisch nur der D-Glukose, also der "wahren" Glukose) mit Reaktionspartnern. Die Quantität der dabei anfallenden Reaktionsprodukte kann dann mittels Farb- bzw. UV-Test ermittelt werden. Im Unterschied zu 1. handelt es sich neben der höheren Spezifität nicht um ein titrimetrisches Verfahren, sondern um eine photometrische Messung.

3. Farbreaktion ohne Oxydoredoxsysteme

Es entsteht bei der Verbindung von Aldolasezucker mit o-Toluidin in Eisessig ein Farbkomplex, der in einem bestimmten Bereich in seiner Intensität der Aldolasezuckerquantität entspricht und photometrisch gemessen werden kann.

GABSCH (1962) und LIETSCH (1963) sehen die GOD-Methode als eine brauchbare spezifische Methode zur Ermittlung des Blutzuckerspiegels beim Huhn an, da im wesentlichen die β-D-Glukose erfaßt wird. Das System zeigt sich jedoch anfällig gegenüber Veränderungen im pH-Bereich, der Temperatur, der Ionenstärke sowie gegenüber Fermentinhibitoren und Askorbinsäure. Die mit Methode 2 erfaßten Werte liegen unter denen von Methode 1, da durch die Spezifität die Erfassung der Restreduktion entfällt (LIETSCH 1963).

Weitere die Ergebnisse beeinflussenden Faktoren sind:

- die Art der Blutentnahme. Arterielles Blut weist um 17 mg % höhere Werte auf als venöses Blut (KOLB 1956)

- die Verwendung eines bestimmten Antikoagulans bei Vollblutbestimmung, da durch Permeabilitätsänderungen an der Erythrozytenmembran ein Übertritt von Plasmaglukose in die Erythrozyten gefördert werden kann (TAPPER et al. (1956)

- die Aufbewahrung der Vollblutprobe vor Untersuchung. Wird Blut über 34 Tage bei 4 ^{o}C aufbewahrt, wandern Teile der Plasmaglukose in die Erythrozyten, wo ein Abbau erfolgt (BELL 1957)

- die Art der Probe selbst, ob die Glukosebestimmung am Vollblut oder Plasma bzw. Serum vorgenommen wird.

./.

Der Anteil der Glukose in den Erythrozyten beträgt unter 5 %. BELL (1957) und TAPPER et al. (1960) fanden 95 % der Vollblutzuckerwerte im Plasma wieder. Da bei der Glukosebestimmung aus Vollblut die Erythrozyten zerstört werden, verdünnt deren nahezu glukosefreier Inhalt die im Plasma konzentriert vorliegende Glukose. Dieser Umstand führt dazu, daß die Werte aus Vollblutglukose immer unter denen von Plasma- bzw. Serumglukose liegen.

TAPPER et al. (1956) und GRAUL et al. (1971) empfehlen, wo immer möglich, die Bestimmung an Plasma- bzw. Serumglukose durchzuführen, da nur damit eine sichere Aussage über den stoffwechselaktiven Glukosegehalt getroffen werden kann. Wird Vollblutglukose bestimmt, kann eine Korrektion des niedrigeren Wertes durch den Hämatokrit erfolgen. GRAUL et al. (1971) empfehlen bei einem zu vernachlässigenden Glukoseanteil in den Erythrozyten die Formel:

$$\text{Plasmaglukose} = \frac{\text{Blutzucker} \times 100}{100 - 0{,}95 \times \text{Hämatokrit}}$$

./.

GLUKOSESPIEGEL BEI HÜHNERN

AUS DER LITERATUR (in mg %)

Tier-anzahl	$\bar{x} \pm S$	Maximum-Minimum	♂ ♀	Voll-blut/ Plasma	Alter	Broiler/ Leghorn	Methode	Autor
	152	150-179	♂	V				Völker (1925)
		180-230						Burrows et al. (193
10	120	112-131	♂	V	juvenil		Frank-Kirberger	Kolb (19
10	174	156-188	♂	P	juvenil		Frank-Kirberger	Kolb (19
25	120 ± 15,9	80-149		V	10 Tage alt	L	EnzymGOD	Lietsch (1963)
	167		♂	V	5-8 Wo.	B	o-Toluidin	Smith (1972)
16		136-280	♀	P	erwachsen	L	GOD	Schükro (1974)
980	173 ± 28	117-229! (95 % Vertrauensgrenze!)		V	6 Wochen	B	GOD	Ross et (1976)

./.

2.3.3 Gesamtprotein

Den Plasmaproteinen sind mannigfache Aufgaben in der Aufrechterhaltung der Blutphysiologie zuzurechnen. Sie dienen zur Erhaltung der kolloidal-osmotischen Druckverhältnisse und regeln damit den Wasser- und Mineralhaushalt des Körpers. Auch der pH-Wert des Blutes wird von ihnen als Pufersubstanzen beeinflußt. Sie dienen darüber hinaus als Vehikel für Enzyme, Hormone und andere Substanzen, wie z. B. für den Eisentransport. Als Antikörper sind sie entscheidend an Immunitätsvorgängen beteiligt; die Proteine Prothrombin und Fibrinogen spielen eine tragende Rolle im Blutgerinnungsmechanismus und sind Bausteine für den zelulären Eiweißstoffwechsel. Die Synthese der Plasmaproteine erfolgt in der Leber. Die konventionelle Gehaltsangabe erfolgte in g Protein pro 100 ml Serum. Diese wurde durch die Einführung der SI-Einheiten ersetzt in g/l, also ist der Umrechnungsfaktor = 10.

Alter

Die Gesamteiweißwerte steigen vom Schlupf bis zur 7. Woche (STURKIE et al. 1951) bzw. bis zur 12. Woche hin an (MORGAN et al. 1972). KONDRAT'CVA et al. (1974) berichten von einem Abfall der Werte zwischen 3. und 4. Lebensmonat mit folgendem Anstieg. Adulte Tiere haben höhere Werte als jugendliche (GRANT et al. 1962).

Geschlecht

Nach Erreichen der Geschlechtsreife zeigen Hennen deutlich höhere Werte als Hähne, bedingt durch den höheren Lipoprotein

./.

gehalt (STURKIE et al. 1951; STURKIE 1951; VERMA et al. 1975; GRANT et al. 1962). Der Albumin-Globulin-Quotient (A/G) ist bei Hennen unter dem von männlichen Tieren (STURKIE et al. 1951).

Legeleistung

Während der Legeperiode sind die Eiweißwerte höher als in den Legepausen (STURKIE et al. 1951; KÄHLKE 1961; VERMA et al. 1975). Der A/G-Quotient ist bei Legehennen höher als bei Nicht-Legern.

Belastungen

Die Plasmaproteinwerte bei einer niedrigen Raumtemperatur (7,2 °C) sind deutlich höher als bei einer Raumtemperatur von 40,6 °C.

Eine mehr als zweimalige Blutentnahme pro Tag führt zum Absinken der Proteinwerte im Blut (STURKIE et al. 1951).

Methoden

Vier Methoden haben sich zur Bestimmung des Eiweißgehaltes im Blut herausgebildet, wobei in der modernen Labortechnik nur letztere von Bedeutung ist:

1. Refraktometrische Bestimmung

Das Prinzip beruht darauf, daß die Serumproteine bei Eintauchen eines Refraktometerprismas das Licht in einer bestimmten Weise ablenken. Die Ablenkung kann dann an einer Skala eingestellt und abgelesen werden. Da einerseits die Lichtberechnung auch vom Albumin- Globulinverhältnis beeinflußt wird und andererseits der Methode ein hoher sub-

./.

jektiver Spielraum zur Verfügung steht, dürfte sie,gemessen an den anderen Methoden,für den klinischen Gebrauch als antiquiert gelten.

2. Kjeldahl-Verfahren

Es wird der Gesamtstickstoff (Gesamt-N) im Serum bestimmt. Nach Enteiweißung wird der Rest-Stickstoff (Rest-N), also der Nicht-Eiweiß-Stickstoff ermittelt. Nun wird vom Gesamt-N der Rest-N abgezogen und man erhält den Eiweißstickstoff (Eiweiß-N). Dieser wird mit dem Eiweißfaktor (mal 6,54) multipliziert und man erhält den Gesamteiweißgehalt.

3. Gesamteiweißbestimmung mittels des spezifischen Gewichts

Da das spezifische Gewicht des Plasmas hauptsächlich von den in ihm enthaltenen Eiweißanteilen getragen wird, kann nach Ermittlung des spezifischen Gewichtes der Wert des Gesamteiweißgehaltes aus einer Tabelle entnommen werden.

4. Gesamteiweißbestimmung nach dem Biuret-Verfahren

Zwischen Eiweiß und II-wertigem Kupferhydroxyd bildet sich eine blauviolette Komplexverbindung, deren Intensität der Eiweißquantität entspricht. Die Lichtintensität wird photometrisch gemessen. Dieser Methode wird wegen ihrer Spezifität, der Objektivität und dem geringen zeitlichen wie technischen Aufwand im klinischen Bereich der Vorzug gegeben.

./.

PLASMAPROTEINWERTE BEI HÜHNERN

AUS DER LITERATUR

Tierzahl	$\bar{x} \pm s$	♂ ♀	Alter	Leghorn/ Broiler	Methode	Autor
	5,24	♀	erwachsen	L		Sturkie et al (1951)
	4,0	♂	erwachsen	L		Sturkie et al (1951)
10	4,52 ± 0,02	♀	erwachsen	L	Biuret	Kählke (1961
11	4,27	♀	erwachsen	L	Neßler Reagenz	Pavel et al. (1967)
9	5,6 ± 0,47	♀	28 Wochen	L	Biuret	Schellner (1971)
10	4,7 ± 0,1	♀		L		Banerjee et al. (1975)
980	3,8 ± 0,2 95 % Vertrauensgrenze: 3,4 - 4,2	♂	6 Wochen	B	Biuret	Ross et al. (1976)

./.

2.3.4 Elektrophorese

Prinzip:
Zur Trennung und Charakterisierung der Serum- bzw. Plasmaproteine macht man sich die Erkenntnis zu eigen, daß elektrisch geladene Teilchen in Lösung durch Einwirkung eines elektrischen Feldes vom Minus-Pol (Kathode) zum Plus-Pol (Anode) wandern. Beeinflußt wird dieser Vorgang im wesentlichen vom Reibungswiderstand, dem pH-Wert und der Ionenstärke des Mediums, von der angelegten elektrischen Feldstärke, der Elektrophoresezeit und der Länge des Trennwegs.

Die Nomenklatur erfolgt nach Molekülgröße der Einteilung: Präalbumine, Albumine und Globuline (alpha, beta und gamma). Eine weitere Differenzierungsmöglichkeit bedient sich der unterschiedlichen Anfärbbarkeit mit Spezialfärbungen, wobei z. B. Glykoproteine, Transferrine und Lipoproteine unterschieden werden können, oder die Angaben erfolgen entsprechend der elektrophoretischen Mobilität, wobei eine charakteristische Bande als Referenzstrecke angegeben wird, zu der die restlichen Auftrennungen in Bezug gesetzt werden (R-Werte). Das Proteinmuster kann sowohl in der zahlenmäßigen Anordnung der Banden und ihrer Charakterisierung (qualitative Auswertung) als auch in der Intensität der einzelnen Fraktionen (quantitative Auswertung) angegeben werden.

Genetik:
Genetische Unterschiede bei Rinderseren werden von SCHMITT, (1968) im Transferrin-Phänotyp und im Bereich der "Fast-alpha$_2$"-Globuline mitgeteilt. Beim Vergleich von Reise-, Strasser- und Kingtauben stellen sich ebenfalls Veränderungen im Verteilungsmuster dar (KLEIN 1974). KÄHLKE (1961) und SCHELLNER (1971) finden bei Hühnern keine rassebedingten Unterschiede im Serumeiweißbild.

Alter:
Nach dem Schlupf sind beim Küken die Albuminwerte niedrig und der gamma-Globulin-Anteil vermehrt, bedingt durch den maternalen Antikörpergehalt (SCHELLNER 1971).

./.

In der ersten Lebenswoche nimmt die Proteinaufteilung zu, wobei gleichzeitig sich der Albuminanteil erhöht und der Globulingehalt sinkt (SCHELLNER 1971; KRIEG et al. 1969; GLICK, 1968). Im Junghennenalter kommt es nach SCHELLNER (1971), WÄCHTER et al. (1965) und STUTE (1964) zu einer Zunahme der alpha- und gamma-Globulinfraktionen, während GRIMBERGEN et al. (1961) keine wesentlichen Erhöhungen feststellen kann. Junghennen unterscheiden sich im elektrophoretischen Bild nicht wesentlich von nichtlegenden bzw. mausernden Hennen (GEISSLER et al. 1959; KÄHLKE 1961; KRIEG et al. 1969).

Geschlecht:
In den ersten drei Lebensmonaten sowie im Vergleich zwischen nichtlegenden Hennen und Hähnen sind keine geschlechtsbedingten Unterschiede festzustellen (SCHELLNER 1971; KRIEG et al. 1969; GEISSLER et al. 1959).

Bei drei untersuchten Taubenrassen konnte KLEIN (1974) Unterschiede zwischen den Geschlechtern im Post-Albuminbereich nachweisen.

Legeleistung:
Mit Einsetzen der Legeleistung unterscheiden sich Hennen deutlich von Hähnen im Präalbuminbereich (SCHELLNER 1971; HARRIS et al. 1969; KRISTJANSSON et al. 1963; LUSH 1963; HEIM et al. 1954; BRANDT et al. 1951) sowie im Bereich zwischen Albumin- und Transferrinbanden (SCHELLNER 1971). Es kommt zu einer hormonell gesteuerten Erhöhung der Lipoproteine (SCHELLNER 1971; PROSKY et al. 1968).

Methoden:
Nach Einführung der "trägerfreien Elektrophorese" nach TISELIUS kam es zu einer Verfeinerung der Methode durch Verwendung unterschiedlicher Trägersubstanzen (Zonenelektrophorese). Ermöglicht die Papierelektrophorese eine nur grobe Differenzierung in fünf Banden, können mit Cellulose-Acetatfolien bereits sieben und bei Verwendung von Stärkegel als

./.

Trägermedium über 14 Fraktionen im Hühnerserum unterschieden werden (GLICK 1968).

Der Ersatz von biologischen Trägern durch synthetische Polymerisate erreicht eine Verbesserung im Auftrennungsvermögen bis zu 30 Fraktionen (MAURER 1968). Beim Vergleich von Cellulose-Acetat mit Polyacrylamidgel (PAA-Gel) verdeutlicht SCHELLNER (1969) den der ersten Methode anhaftenden Nachteil von Schleppeffekten, bedingt durch Elektroosmose und Adsorption. Durch Diskontinuitäten im pH-Bereich, der Pufferzusammensetzung und der Gelporengröße wurde das Auftrennungsvermögen des PAA-Gels weiter verbessert (Disk-Elektrophorese): In einem auspolymerisierten, weitmaschigen Proben- und Sammelgel werden die Proteinmoleküle zunächst in einer scharfen Zone konzentriert (Konzentrierungseffekt), um dann im Trenngel nach Molekülgewicht, Konfiguration und elektrischer Ladung aufgetrennt zu werden (Molekularsiebeffekt) (MAURER 1968).

Weitere Variationen erfuhr diese vertikale, analytische Elektrophorese durch Verwendung rechteckiger Gele gegenüber zylindrischen, da damit eine bessere photometrische Auswertbarkeit durch Fehlen von sphärischer Aberration erreicht werden kann (MAURER 1968). Auch Gelröhrchenmaterial, -länge und -innendurchmesser, sowie die angelegte Spannung und die eingestellte Stromstärke können variiert werden. MAURER (1968) empfiehlt die Verwendung von Netzgeräten mit Einhaltung einer konstanten Stromstärke. Beim Anlegen höherer Stromstärken (über 4 mA/Gel) muß das Auftreten von Joulescher Wärme und damit eine stärkere Ionenbeweglichkeit und freie Diffusion beachtet werden. Vorgekühlte Pufferlösungen, Kühlung der Gel-Tanks bzw. Elektrophorese in einem gekühlten Raum können bis zu einem gewissen Grade dieser Erscheinung entgegenwirken.

Eine quantitative Auswertung, wie sie von HARRIS et al. (1969) vorgenommen wurde, bereitet einige Schwierigkeiten, bedingt durch die vielseitige Deutbarkeit der Proteinmuster (MAURER 1968) bzw. "schwanken die unter gleichen Bedingungen herge-

stellten Gelsäulchen derart in ihrer Farbintensität, daß eine quantitative exakte Aussage nicht gemacht werden kann" (GURRES 1973, S. 28). Diese Meinung wird von SCHELLNER (1969) geteilt.

Eine qualitative Aussage kann durch Anfärbung spezieller Proteintypen wie etwa der Lipoproteine, Transferrine und Glykoproteine erreicht werden (KLEIN 1974; SCHELLNER, 1971; GLICK 1968; MAURER 1968), aber auch durch Zuordnung der Fraktionen zu einer prominenten Bande, wobei jeder Fraktion eine dazu relative Wanderungsgeschwindigkeit (R-Wert) zukommt.

Als Bezugssystem wird die Strecke: Start - Albumingipfel (R = 100) (KLEIN 1974; SCHELLNER 1971; FELGENHAUER et al, 1967) bzw. Start - Haupttransferrin gewählt (GURRES 1973; GLICK 1968; PASTEWKA et al, 1966).

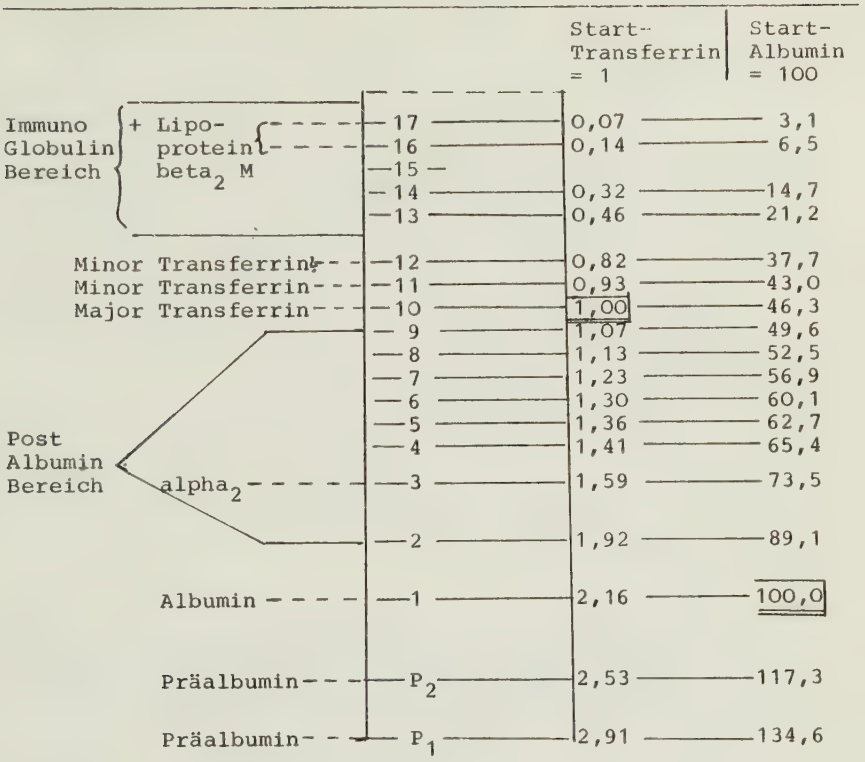
Als Farbreaktion zur Erkennung von Proteinen wird allgemein Amidoschwarz 10 B verwendet (MAURER 1968).

Die Entfärbung der Gele erfolgt über Auswaschen oder durch Elektrophorese des ungebundenen Farbstoffes.

In unmittelbarer Startnähe (Übergang vom Sammelgel zum Trenngel) findet sich im Serum von etwa einem Monat alten Küken eine Bande, die sich immunologisch als Ig-M Fraktion (GURRES 1973; GLICK 1968) und nach ihrer Anfärbbarkeit als Lipoprotein darstellt (SCHELLNER 1971; GLICK 1968).

Die weiteren Banden und ihre Charakterisierung durch Literaturangaben sollen an einer Modifikation des von GLICK (1968) veröffentlichten Schaubildes erfolgen:

./.



Die Banden 17 bis 13 werden durch Immunglobulin G repräsentiert (GURRES 1973; SCHELLNER 1971; GLICK 1968), wobei die Fraktion 14 besonders markant und bei 80 % aller Küken vertreten ist.

Die Banden 12, 11 und 10 stellen in Übereinstimmung der Autoren den Transferrinbereich dar, wobei die Fraktion 10 wegen des deutlichen Amplitudenausschlags im Pherogramm als Major-Transferrin bezeichnet wird. Bei Verwendung des Bezugssystems: Start - Transferrin wird ihr der R-Wert 1,00 zugeordnet und die restlichen Fraktionen dazu in Beziehung gebracht.

./.

Die Banden 11 und 12 stellen Minor-Transferrine dar, wobei nur 54 % der Küken letztere Bande aufweisen (GLICK 1968). Die Transferrine liegen im gamma$_1$-Globulin-Bereich (SINGH 1977; TORRES-MEDINA et al. 1971), während sie beim Säugerserum dem beta$_1$-Bereich zugeordnet werden. Im Bandenbereich zwischen Transferrin und Albumin (Postalbuminbereich) kann es zu Überlappungen der Banden kommen, wobei Bande 7 und 6, 6 und 5 sowie 5 und 4 sich überschneiden können (GLICK 1968). Auch MAURER (1968) sieht besondere Interpretationsschwierigkeiten in der Überschneidung der alpha$_2$-Globuline mit denen der beta- und gamma-Fraktionen.

Die Bande 3, die bei 68 % der Küken vorhanden war, weist sich als schnell-laufende alpha$_2$-Fraktion aus. Überschneidungen zu Nachbarbanden wurden nicht beobachtet (GLICK 1968). Die Fraktionen 3 und 2, letztere war bei ca. 70 Prozent des Tierkollektivs vorhanden, stellen Lipoproteine dar (SCHELLNER 1971).

Im Albumin (Bande 1) findet man eine Proteinquelle für den Bedarfsfall und ein wesentliches Vehikelsystem für Mineralien, Vitamine und Fettsäuren. Insbesondere sei der Transport der Schilddrüsenhormone hier aufgeführt (STURKIE 1976).

Beide Präalbumine P_1 und P_2 waren sowohl bei Küken als auch bei legenden Hennen vorhanden (GLICK 1968). In ihrer Relation zum Albumin liegen beide Fraktionen bei SCHELLNER (1971) in enger Nachbarschaft.

Bei Auftrennung von Putenplasma führt der Fibrinogenanteil in der Cellulose-Acetat-Elektrophorese zu einer Amplitudenerhöhung der beta-Globulinfraktion (BIERER 1968), während bei Hühnerplasma eine gesonderte Bande im gamma-Globulinbereich auftritt (STURKIE 1976).

./.

3. MATERIAL UND METHODIK

3.1 Versuchsplan

Versuch I.

Zur Ermittlung von Ausgangswerten wurde nach einer Eingewöhnungszeit von 10 Wochen in wöchentlichen Abständen von 10 Tieren je Haltungsform Blut entnommen. Bei der ersten Blutentnahme Ende Januar hatten die Tiere ein Alter von 40 Wochen (entsprechend 20. Legewoche). Bei Ende von Versuch I waren die Hühner nach 30 Untersuchungswochen 70 Wochen alt (50. Legewoche). Die Blutentnahme erfolgte bei allen drei Gruppen am gleichen Tag, und zwar für jeden Betrieb analog 8 bis 9 Stunden nach Beleuchtungsbeginn bzw. nach Sonnenaufgang.

Versuch II.

Bei diesem Versuch wurde die Wasserversorgung über Nacht und die folgenden ersten 10 Beleuchtungsstunden abgestellt. 10 Hennen wurde unmittelbar nach dieser Wasserentzugsperiode Blut entnommen und Trinkwasser wieder ad libitum angeboten. Weitere Blutentnahmen erfolgten nach 3 bzw. nach 21 Stunden an jeweils 10 anderen Hennen.

Versuch III.

Analog zum Wasserentzugsversuch wurden je 30 Tieren pro Haltungssystem 0,5 mg Adrenalin (Firma SERVA) / kg Körpergewicht intravenös injiziert. 3, 6 und 21 Stunden p. inj. wurden je 10 verschiedene Hennen geblutet.

./.

3.2 Versuchstiere

In den Versuch wurden insgesamt 320 HNL-Leghornhybriden genommen, die aus dem gleichen Vermehrungsbetrieb stammten, gleichzeitig erbrütet und gemeinsam in Bodenhaltung aufgezogen worden waren. Nach Abschluß der Aufzuchtperiode wurden je 100 Tiere im Alter von sieben Monaten auf drei Haltungssysteme verteilt. Den Hennen in Auslauf- und Bodenhaltung wurden zur möglichst genauen Imitation der herkömmlichen Haltung je 10 Hähne zugesetzt, die jedoch als Versuchstiere unberücksichtigt blieben.

3.3 Aufstallung der Tiere und Management

3.3.1 Auslaufhaltung (A)

Die Versuchstiere in der Auslaufhaltung waren im institutseigenen Stall und Gelände untergebracht. Beides hatte jahrelang der gewerblichen Hühnerzucht gedient. Der Stall war wiederholt desinfiziert worden; der Auslauf etwa 10 Jahre nicht von Hühnern benutzt worden.

Stallform:	Holzbau mit Fensterfront nach Osten
Stallfläche:	5,8 Tiere/qm (0,17 qm/Tier)
Einstreu:	Sägespäne
Kotgrube:	4,8 qm, abgedeckte Grube mit Sitzstangen
Auslauf:	0,8 Tiere/qm (1,22 qm/Tier), gewachsener Boden
Fütterung:	Legehennenalleinmehl nach DLG-Standard, halbautomatische Futtertröge, ad libitum, Muschelschalenangebot
Tränken:	automatische Rundtränken, ad libitum

./.

Lüftung:	Schwerkraftlüftung mit abnehmbarer Fensterfront
Lichtprogramm:	Tageslicht
Mortalität:	17 %

3.3.2 Bodenintensivhaltung (B)

Die Tiere wurden in einem Stallkomplex der Bayer. Landesanstalt für Tierzucht, Grub, gehalten.

Stallform:	Fensterloser, gemauerter Stall
Stallfläche:	6,8 Tiere/qm (1470 cm^2/Tier)
Einstreu:	Sägespäne
Kotgrube:	4 qm, abgedeckt mit Sitzstangen
Fütterung:	Legehennenalleinmehl nach DLG-Standard, vollautomatische Fütterautomaten, ad libitum; Muschelschalenangebot
Tränke:	automatische Rundtränke
Lüftung:	Zwangsbelüftung
Lichtprogramm:	16 Stunden Licht; 8 Stunden Dunkelheit
Mortalität:	13 %

3.3.3 Käfighaltung (K)

Die Tiere wurden in einem Stallkomplex eines kommerziellen Betriebes aufgestallt. Die Käfiganordnung in 3 Etagen wurde so gewählt, daß sich die 100 Tiere auf alle 3 Etagen etwa zu gleichen Teilen verteilten.

./.

Stallform:	Fensterloser, gemauerter Stall
Käfigform:	Batterie in 3 Etagen
Käfigausmaße:	38 x 48 cm
Besetzung der Käfige:	4 Tiere pro Käfig = 456 cm^2/Tier
Kotbeseitigung:	automatische Bandentmistung
Fütterung:	Legehennenalleinmehl für Käfigtiere nach DLG-Standard, vollautomatisch über Fütterwagen, ad libitum; kein Muschelschalenangebot
Tränke:	je 2 Nippeltränken/pro Käfig ad libitum
Lüftung:	Zwangsbe- und -entlüftung
Lichtprogramm:	16 Stunden Licht; 8 Stunden Dunkelheit.

3.4 Gesundheitsüberwachung

Bei der wöchentlichen Blutentnahme wurde von jedem Betrieb eine Sammelkotprobe für eine bakteriologische und parasitologische Untersuchung genommen. In monatlichen Abständen wurde mit je 10 Seren pro Betrieb ein Immunogramm erstellt.

Gestorbene Tiere wurden pathologisch-anatomisch untersucht und, wenn nötig, entsprechende Laboruntersuchungen eingeleitet.

Die Impfung gegen atypische Geflügelpest (ND) erfolgte in vierteljährlichen Abständen zum gleichen Zeitpunkt.

./.

3.5 Methodik

3.5.1 Blutentnahme

Die für die Blutprobenaufnahme vorgesehenen Glasreagenzröhrchen wurden so mit einer Ammonium-Heparinat (Firma LA ROCHE)-Lösung gefüllt, daß 0,03 mg Heparinat pro ml Blut zur Verfügung standen. Die Lösung wurde in den Röhrchen über 12 Stunden im Sterilisator bei 80 °C verdampft, so daß beim Mischen mit der Blutprobe kein Verdünnungseffekt auftreten konnte.

Je 10 Tiere wurden dann in Fangboxen verbracht und unmittelbar darauf geblutet. Zur Blutentnahme wurde eine 10 ml Glasspritze mit aufgesetzter 12er Kanüle verwendet. Das Huhn wurde in rechte Seitenlage gebracht, das Brustbein dem Blutentnehmer zugewendet. Die fixierende Person hielt mit der linken Hand die Ständer und den rechten Flügel. Mit Daumen und Zeigefinger der rechten Hand wurde der linke Flügel leicht abgewinkelt gehalten; die restlichen Finger fixierten Hals und Kopf des Huhns. Im Bereich des Humerus wurden die Federn entfernt und nach Abtupfen mit einer alkoholischen Lösung wurde mit dem Mittelfinger der linken Hand die Haut im Venenbereich leicht nach links verschoben, um die Vena cutanea ulnaris zu fixieren. Daumen und Zeigefinger der linken Hand führten nun die Kanüle mit angeschlossener Glasspritze. Die rechte Hand hält die Spritze so, daß Daumen und Mittelfinger den Stempel umfassen und mit dem Zeigefinger ein Abstoßen vom oberen Spritzenrand möglich ist. Nach flachem Eingehen in die Haut wird die gut sichtbare Vene punktiert, und die Kanüle in das Venenlumen entgegen der Blutströmung vorgeschoben. Nun kann unter langsamem, aber stetigem Aufziehen Blut entnommen werden. Nach dem Aufziehen der Probe wird mit einem Tupfer die Injektionsstelle komprimiert und die Kanüle aus der Vene entfernt.

./.

Mit dieser Methode ist es möglich, ohne Hämatombildung 10 ml Blut in einer angemessenen Zeitspanne zu erhalten. Die so gewonnene Blutprobe wird in das heparinisierte Röhrchen überführt und unter Kippen um das Handgelenk mit dem angetrockneten Antikoagulans in Verbindung gebracht. Nach Beendigung der Blutentnahme wurden die Blutproben ins Labor gebracht und die Bestimmungen durchgeführt.

3.5.2 Bestimmung der Erythrozytenzahl

Aus der heparinisierten Blutprobe wurde nach erneutem Kippen der Blutprobe, um eine gleichmäßige Zellverteilung zu gewährleisten, mit einer genormten Erythrozytenmischpipette Blut bis zur Marke 1 aufgezogen. Die Pipette wurde von anhaftenden Blutspuren gereinigt, und aus einem kleineren (ca. 3 ml) Gefäß wurde mit der Verdünnungslösung nach NATT et al. (1952) bis zum Pipettenendstrich die Blutprobe verdünnt (Verdünnung 1 : 100). Die Verdünnungslösung nach NATT et al. (1952) hat folgende Zusammensetzung und wird auch in dieser Reihenfolge gelöst:

NaCl	3,88 g
Na_2SO_4	2,50 g
$Na_2HPO_4 \times 12\ H_2O$	2,91 g
KH_2PO_4	0,25 g
Formalin (37 %)	7,50 ccm
Methylviolett 2B	0,10 g
Aqua dest. ad	1000,0 ml

Die Lösung wird nach Ansatz gut durchgemischt, über Nacht stehen gelassen und am nächsten Tag filtriert, um evtl. ungelöste Farbpartikel zu eliminieren. Der pH-Wert beträgt 7,1-7,3. Die so gebrauchsfertige Lösung ist jahrelang uneingeschränkt zu verwenden.

Der Inhalt der Blutmischpipette wurde nun auf einem Schüttelgerät 5 Minuten gut durchgemischt. Nach Verwerfen der ersten Tropfen wurden die beiden Zählkammerabteile einer amtlich geeichten Neubauer-Zählkammer gefüllt, und ein genormtes

./.

Hämocytometerdeckgläschen aufgesetzt. Nach Abwarten der Sedimentation in der Kammer wurden mit einem Zeiss-Laborlux mit 25er Objektiv und 10er Okular 5 Gruppenquadrate des mittleren Zählnetzquadrates ausgezählt. Die Werte der beiden Zählkammerabteile wurden gemittelt und mit dem Faktor 5000 multipliziert. Dies ergab die endgültige Erythrozytenzahl.

3.5.3 Hämatokritbestimmung

Nicht heparinisierte Mikrokapillaren der Firma Yankee wurden zu vierfünftel des Fassungsvermögens mittels kapillärer Wirkung aufgezogen und mit senkrecht drehender Bewegung durch Kittmasse verschlossen. Bis zu 24 Kapillaren wurden dann auf einem Spezial-Mikrohämatokritteller der Combifuge (Firma Heraeus Christ) 17 Minuten lang bei 5770 x g zentrifugiert.

Diese Bedingungen entsprechen der DIN-Vornorm 58933 für die Bestimmung des Zellpackungsvolumens im Blut.

Mittels einer aufgelegten parallaxefreien Ablesescheibe wurden die Hämatokritwerte abgelesen.

3.5.4 Bestimmung der Leukozytenzahl

Der Arbeitsgang zur Auszählung der Leukozyten ist bis auf die Kammerzählung derselbe wie bei der Erythrozytenbestimmung. Ausgezählt werden die das zentrale Zählfeld umrahmenden 16 Planfelder. Die Werte aus oberer und unterer Kammer werden gemittelt und mit dem Faktor 250 multipliziert.

./.

3.5.5 Differentialblutbild

Gereinigte Objektträger wurden in einer Lösung von Alkohol und Äther zu gleichen Teilen entfettet, getrocknet und mit fusselfreiem (!) Linsen-Papier nachgereinigt. Die Objektträger wurden mit Glasschreiber beschriftet und einzeln staubgeschützt verpackt.

Unmittelbar an die Blutentnahme wurde der letzte in der 12er Kanüle verbleibende Blutstropfen auf den Objektträger gegeben und mittels eines zweiten Objektträgers ausgezogen. Nach 24-stündiger, staubgeschützter Lufttrocknung wurden die Ausstriche mit WRIGHT-Lösung gefärbt (Firma Merck).

3.5.6 Blutzuckerbestimmung / Plasmaglucose

Zur Blutzuckerbestimmung wurden die Testreagenzien der Firma Boehringer, Ingelheim verwendet, wobei die Makromethode Anwendung fand. Es handelt sich hierbei um die Glucose GOD-UV-Methode. 0,02 ml Vollblut wurden nach vorheriger Resuspendierung mit einer genormten Blutzuckerpipette in Trichloressigsäure nach Vorschrift des Herstellers enteiweißt. Nach 10-minütiger Zentrifugation bei 5770 x g wurden 0,1 ml des Überstandes mit dem auf Zimmertemperatur angewärmten Reagenz zur Reaktion gebracht. Nach 30 Minuten wurde mit dem Filterphotometer PL4 der Firma Zeiss und dem Hg-Filter 405 nm der Wert bestimmt.

3.5.7 Blutkörperchensenkungsreaktion

Die Blutkörperchensenkungsreaktion wurde in senkrechter Stellung in Ständern für Mikrobestimmung der Firma De Hag ausgeführt. Graduierte Pipetten zur Mikromethode wurden bis zur Marke 0 mit resuspendierter, heparinisierter Blutprobe aufgezogen. Abgelesen wurde die gesenkte Strecke in

./.

den Zeiteinheiten von 1, 2, 3, 4 und 24 Stunden. Die Angabe der Blutkörperchensenkungsreaktion erfolgte als 1-Stunden-Wert, der als gewogener Mittelwert ermittelt worden war.

3.5.8 Gesamtproteinbestimmung

Nach Beendigung der hämatologischen Untersuchungen wurde die restliche Blutprobe 10 Minuten zentrifugiert (5770 x g). Der Plasmaüberstand wurde dekantiert und bei - 40 °C bis zur Proteinbestimmung aufbewahrt. 0,02 ml des Plasmas wurde nach Vorschrift des Herstellers mit dem Biuretreagenz der Firma Boehringer/Ingelheim zur Reaktion gebracht. Nach 30 Minuten wurde die Probe im Zeiss-Filterphotometer PL4 mit dem Hg-Filter 546 nm gemessen.

3.5.9 Disk-Elektrophorese

Die Durchführung der Disk-Elektrophorese erfolgte nach der Methode von DAVIS (1964), ausgearbeitet und genau beschrieben von SCHMITT (1968). Mit 5,75 %igem Trenngel und Tris-Trenngel-Puffer (pH 8,9) sowie einem 3,15 %igen Sammel- und Probengel-Monomergemisch, gepuffert mit Tris pH 6,7, wurden 75 mm lange Glasröhrchen mit Innendurchmesser von 5 mm gefüllt. Die Auspolymerisation erfolgte unter einer Fluoreszenz-Leuchte; 0,02 ml Plasma wurden pro Röhrchen verwendet. Gewinnung und Aufbewahrung der Probe wurden bei der Gesamteiweißbestimmung besprochen.

Als Elektrodenpuffer diente ein mit Aqua bidest. 1 : 5 verdünnter, vorgekühlter Tris-Glykokoll-Puffer. Geräte und Zubehör stammten aus dem für die analytische Disk-Elektrophorese entworfenen Elektrophorese-Satz der Fa. Shandon.

Bei einer konstanten Stromstärke von 4 m A pro Röhrchen wurde der Elektrophoreseverlauf nach ca. 90 Minuten beendet.

./.

Nach vorsichtiger Entfernung der Gele aus den Röhrchen wurden sie 60 Minuten lang in Amidoschwarz 10 B gefärbt und mit 7,5 %iger Essigsäure über Nacht elektrophoretisch entfärbt.

Die Proteinbanden wurden in einem dafür umgebauten Photometer PL4 der Fa. C. Zeiss (SCHELLNER 1971) mit einem Filter 600 nm ausgewertet. Die Transportgeschwindigkeit der Gele beim photometrischen Durchlauf betrug 2,2 cm pro Minute. Die Pherogramme wurden mit dem 10 Zoll-Kompensationsschreiber der Fa. Beckman mit einem Papiervorschub von 2,54 cm pro Minute und dem Meßbereich von 10 M Volt angefertigt.

Bei der qualitativen Auswertung wurde die Strecke: Start - Albumingipfel gleich 100 (R = 100) gesetzt, und die übrigen Banden mit R-Werten dazu in Beziehung gebracht.

Die Untersuchung bezieht sich auf jeweils 10 Hennen pro Haltungssystem zu neun unterschiedlichen Untersuchungszeitpunkten (insgesamt 270 Pherogramme).

3.5.10 Überprüfung der Richtigkeit, Genauigkeit und Reproduzierbarkeit

Erythrozyten- und Leukozytenzählung und Hämatokrit

Zur statistischen Qualitätskontrolle konnte für die Bestimmung der Erythrozyten- und Leukozytenzählung sowie für die Hämatokritbestimmung lediglich die Richtigkeit der angewandten Methode überprüft werden, da eine Präzisionskontrolle derzeit noch nicht möglich ist (SIPPACH 1976).

Die Richtigkeitskontrollen erfolgten über Kontrollblut "L" Asid mit der manuellen Bestimmungstechnik, die für die Auszählung wie oben beschrieben zur Anwendung kam. Die erzielten Ergebnisse lagen in dem vom Hersteller angegebenen Sollbereich.

./.

Glukosebestimmung

Zur Kontrolle der Richtigkeit wurde je ein Bestimmungsansatz mit den Kontrollseren "Normosic" (Firma Asid, Lohhof) und "Serodos" (Firma Boehringer, Ingelheim) mitgeführt.

Die Kontrolle der Reproduzierbarkeit erfolgte über den Testpackungen beigelegten Standardlösungen. Es wurde der Standardwert in jeder Testwoche neu ermittelt und die Werte über den Untersuchungszeitraum verfolgt.

Eiweißbestimmung

Die Richtigkeit der Methode wurde an jedem Untersuchungstag mit den Kontrollseren "Normosic" und "Serodos" überprüft. Eine Kontrolle der Genauigkeit konnte über Standardlösungen "Eiweißdos" der Firma Boehringer, Ingelheim, erfolgen, da drei Standardlösungen mit unterschiedlichen Konzentraten zur Verfügung standen (Standards eingestellt einem analogen Eiweißgehalt von 10, 15 und 20 mg / 100 ml Blut).

Die Überprüfung der Reproduzierbarkeit erfolgte über den Vergleich der wöchentlich ermittelten Standardwerte über den Untersuchungszeitraum.

3.5.11 Datenerfassung und Auswertung

Die Meßergebnisse der einzelnen Testtage wurden auf Lochkarten übertragen, und die Auswertung erfolgte am Leipnitz-Rechenzentrum, München.

Errechnet wurden nach statistischem Standardverfahren die arithmetischen Mittelwerte, einfache Varianzanalysen (Variationsursache: Haltungsform), Korrelationen, Regressionen 1. Grades in Abhängigkeit vom Testtag sowie t-Teste (WEBER 1967).

./.

Der 2 s-Referenzbereich für die einzelnen Parameter in den Belastungsversuchen II und III wurde aus den Mittelwerten des zweiten Untersuchungszeitraumes von Versuch I (vgl. Anhang A XIa und b) berechnet nach der Formel:

$$\text{Referenzbereich} = \frac{\bar{x} \pm 2s}{\sqrt{n}},$$

wobei n die jeweilige Gruppengröße von zehn Tieren repräsentiert.

Zusätzliche Korrelationsberechnungen für die Beziehungen zwischen Parametern der eigenen Untersuchung und denen der Dissertation ROLF (1979), ermittelt an demselben Tiermaterial, wurden durchgeführt; die Signifikanzen dieser Korrelationskoeffizienten sind im Anhang A XII a und b angegeben.

3.5.12 Meßgrößen der untersuchten Parameter

Parameter	konventionelle Einheiten	SI-Einheiten x)	Untersuchungsfaktoren von konvent. Einh. in SI-Einheiten
Erythrozytenzahl	10^6 /ul	Tera (10^{12})/l	1,00
Leukozytenzahl	10^3 /ul	Giga (10^9)/ l	1,00
Hämatokrit	%	l/l	0,01
MCV	/u^3	fl (Femtoliter) 10^{-15} l	1,00
Glucose	mg/100 ml	m mol/l	0,0555
Gesamteiweiß	g/100 ml	g/l	10,00

x) Système International d'unités (SIPPACH 1976), seit 1.1.1978 allgemein verbindlich.

4. ERGEBNISSE

4.1 Erythrogramm

4.1.1 Erythrozyten

Im Versuch I beträgt der Mittelwert aller untersuchten Tiere ohne Berücksichtigung der Haltungsform 2,389 x 10^{12} Erythrozyten / l Blut mit einer Variation von V = 12,7 %. Die Extremwerte der einzelnen Untersuchungstage erstrecken sich von 2,239 bis 2,619 (V = 9 - 19 %).

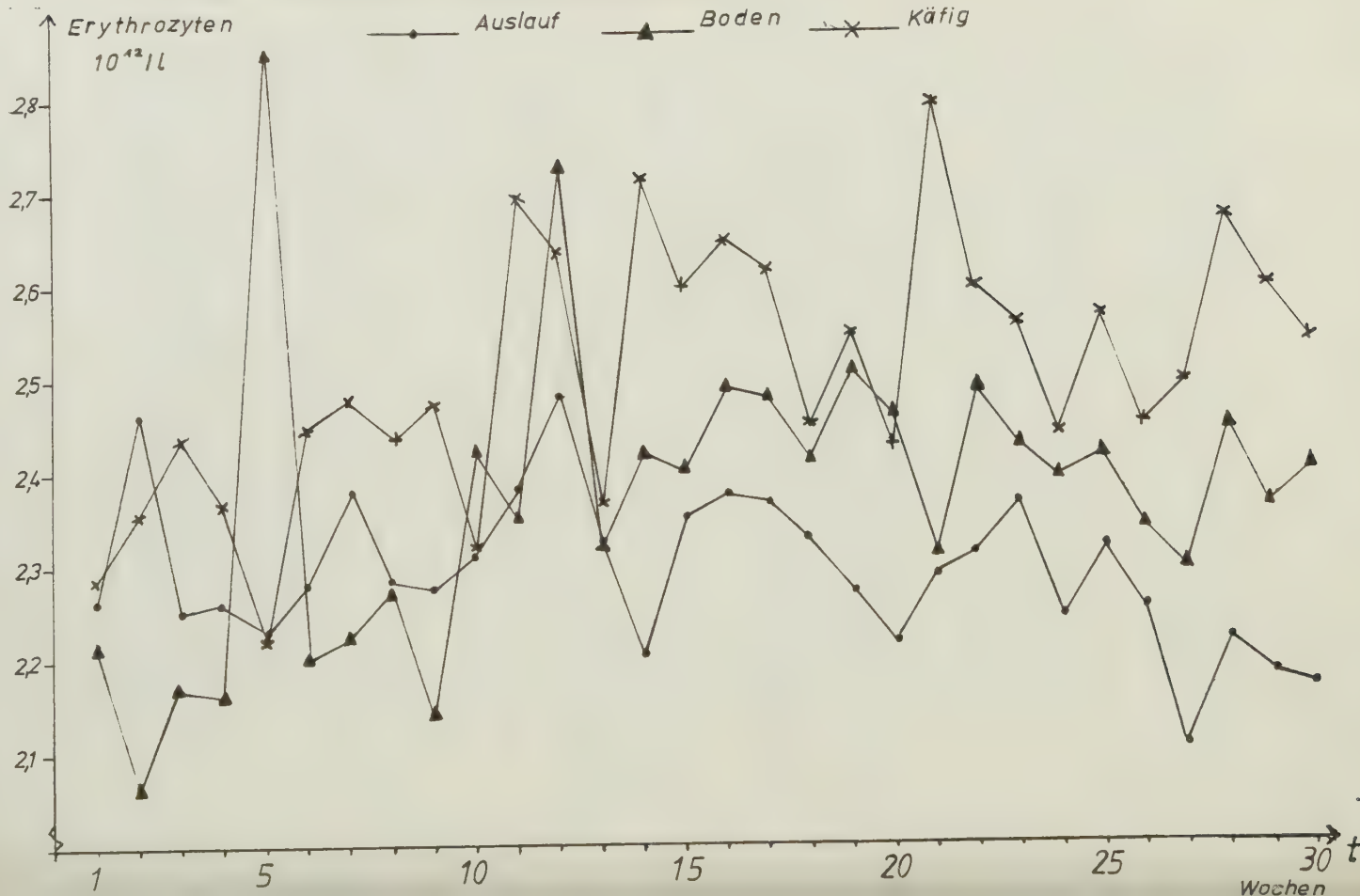
Wie weiterhin aus Tab. 1 zu sehen ist, haben die Hühner in Käfighaltung mit 2,509 die höchsten Erythrozytenwerte, gefolgt von den Bodenhaltungstieren mit 2,362; Hennen in Auslaufhaltung haben mit 2,291 die geringsten Werte. Der größte Variationskoeffizient findet sich bei der Bodenhaltung (V = 13,2 %), während Auslauf (V = 11,9 %) und Käfighaltung (V = 11,3 %) eng beieinander liegen. Diese Unterschiede sind mit der Berechnung einer einfachen Varianzanalyse abgesichert ($p < 0,1$ %, Tab. 1).

Beim Vergleich der einzelnen Haltungsformen im t-Test liegen die Werte der Käfighaltung signifikant höher als die der Auslaufhaltung sowie die der Bodenhaltung ($p < 0,1$ %). Die Bodenhaltung weist mit $p < 1$ % signifikant höhere Werte auf als die Auslaufhaltung (Tab. 2).

In Abb. 1 ist der Verlauf der wöchentlich ermittelten Werte über den Untersuchungszeitraum des Versuches I für die drei Haltungssysteme dargestellt. Der Kurvenverlauf jeder der drei Aufstallungsformen zeigt erhebliche Schwankungen, die im Vergleich zwischen den drei Aufstallungen besonders in der zweiten Hälfte des Untersuchungszeitraumes gleichsinnig verlaufen. Hierbei wird die in den gemittelten Werten aufgezeigte Rangfolge - höchste Werte bei Käfigtieren, geringste Werte bei Auslaufhaltung - deutlich.

./.

Abb. 1: Kurvenverlauf der Erythrozytenzahlen im Versuch I (1. bis 30. Testwoche)



Tab. 1 : Versuch I

Anzahl Erythrozyten, Hämatokrit, Mittleres Korpuskuläres Volumen (MCV) und Blutsenkungsgeschwindigkeit (BSG) der drei Haltungsformen sowie Gesamt nach Eingewöhnung; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichung in SI-Einheiten.

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
Erythro-	n	286	277	296	859
zyten	$\bar{x}$	2,291	2,362	2,509	2,389
	$\pm$ s	0,272	0,312	0,284	0,304
Hämato-	n	286	275	294	855
krit	$\bar{x}$	0,30	0,30	0,31	0,30
	$\pm$ s	0,03	0,04	0,03	0,03
	n	286	275	294	855
MCV	$\bar{x}$	131,23	130,53	123,90	128,49
	$\pm$ s	17,25	16,80	15,12	16,71
	n	206	201	212	619
BSG	$\bar{x}$	1,774	1,450	1,324	1,515
	$\pm$ s	0,893	0,970	0,725	0,886

Ergebnis der einfachen Varianzanalyse

Variationsursache Haltungsform:

Erythrozyten	F = 43,35)	
Hämatokrit	F = 8,68)	$p < 0,1\ \%$
MCV	F = 17,63)	
BSG	F = 14,96)	

./.

Tab. 2 : Versuch I

Vergleich zwischen den Haltungsformen; t-Werte für die Unterschiede in den einzelnen Parametern und deren Signifikanz

Parameter	Auslauf ⟷ Boden		Auslauf ⟷ Käfig		Boden ⟷ Käfig	
Erythrozyten	2,88	xx	9,46	xxx	5,91	xxx
Hämatokrit	2,53	x	4,40	xxx	1,40	n. s.
MCV	0,49	n.s.	5,45	xxx	4,95	xxx
BSG	3,51	xxx	5,66	xxx	1,50	n. s.
Leukozyten	0,09	n. s.	0,28	n. s.	0,47	n. s.
Lymphozyten %	2,31	x	0,94	n. s.	3,21	xx
Heterophile %	2,33	x	0,85	n. s.	3,11	xx
Monozyten %	0,97	n. s.	1,37	n. s.	2,35	x
Eosinophile %	0,70	n. s.	0,29	n. s.	1,06	n. s.
Basophile %	0,92	n. s.	1,19	n. s.	2,16	x
Leukozyten-index	2,45	x	0,69	n. s.	3,05	xx
Lymphozyten abs.	0,64	n. s.	0,11	n. s.	0,68	n. s.
Heterophile abs.	1,24	n. s.	0,80	n. s.	2,34	x
Monozyten abs.	1,28	n. s.	0,54	n. s.	1,81	n. s.
Eosinophile abs.	0,69	n. s.	0,43	n. s.	1,27	n. s.
Basophile abs.	0,93	n. s.	1,07	n. s.	2,11	x
Blutzucker	4,88	xxx	7,00	xxx	2,17	x
Plasmaglukose	4,08	xxx	5,96	xxx	1,88	n. s.
Gesamtprotein	1,29	n. s.	0,49	n. s.	1,89	n. s.

n. s. = nicht signifikant
x für $p < 5\ \%$
xx für $p < 1\ \%$
xxx für $p < 0{,}1\ \%$

./.

Tab. 3.1 :

Abhängigkeit der Parameter vom Testtag. Regressionskoeffizienten der Regressionen 1. Grades und Korrelationskoeffizienten für den I.,II. und den gesamten Untersuchungszeitraum des Versuchs I, getrennt nach den Haltungsformen sowie Gesamt (Tab. 3.1 bis 3.6)

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
ERYTHROZYTEN					
	a	2,270	2,144	2,319	2,246
I.	b	0,0011	0,0037	0,0026	0,0025
	r	0,097	0,280 xx	0,258 xx	0,209 xx
	a	2,437	2,528	2,671	2,554
II.	b	- 0,0011	- 0,0008	- 0,0007	- 0,0009
	r	0,151	0,101	0,080	0,104 x
	a	2,333	2,266	2,396	2,334
Gesamt	b	- 0,0004	0,0009	0,0011	0,0005
	r	0,093	0,184 xx	0,237 xx	0,107 xx
HÄMATOKRIT · 10^{-2}					
	a	30,98	30,05	31,05	30,69
I.	b	- 0,010	0,0073	- 0,0414	- 0,0153
	r	0,078	0,042	0,360 xx	0,107 x
	a	31,64	32,24	31,81	31,95
II.	b	- 0,017	- 0,0118	0,0014	- 0,0095
	r	0,262 xx	0,144	0,018	0,115 x
	a	31,15	30,48	29,20	30,27
Gesamt	b	- 0,014	- 0,0003	0,0164	0,0008
	r	0,286 xx	0,005	0,318 xx	0,014
M C V					
	a	138,11	142,80	133,84	138,21
I.	b	- 0,1133	- 0,1987	- 0,2828	- 0,2012
	r	0,161	0,247 xx	0,415 xx	0,263 xx
	a	133,53	129,17	119,09	127,07
II.	b	- 0,0270	- 0,0115	0,0437	0,0028
	r	0,057	0,033	0,114	0,007
	a	135,35	137,47	122,82	131,73
Gesamt	b	- 0,0409	- 0,0683	0,0108	- 0,0322
	r	0,142 x	0,246 xx	0,042	0,115 xx

x für $p < 5$ %

xx für $p < 1$ %

./.

Tab. 3.2:

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
LEUKOZYTEN	a	13,171	13,055	16,496	14,291
I.	b	0,0224	0,0587	- 0,0058	0,0240
	r	0,116	0,317 xx	0,032	0,126 x
	a	7,082	17,395	18,511	14,309
II.	b	0,0633	- 0,0138	- 0,0282	0,0072
	r	0,264 xx	0,096	0,222 xx	0,041
	a	12,429	15,241	17,086	14,951
Gesamt	b	0,0290	0,0017	- 0,0187	0,0038
	r	0,245 xx	0,021	0,244 xx	0,040
LYMPHOZYTEN %	a	80,17	69,30	72,58	74,18
I.	b	- 0,1134	0,0401	- 0,0001	- 0,0267
	r	0,314 xx	0,092	0,000	0,067
	a	69,36	62,43	81,19	70,92
II.	b	0,0367	0,0823	- 0,0204	0,0333
	r	0,124	0,256 xx	0,082	0,113 x
	a	75,80	68,56	72,12	72,25
Gesamt	b	- 0,0079	0,0429	0,0363	0,0233
	r	0,049	0,227 xx	0,226 xx	0,135 xx
HETEROPHILE %	a	15,32	24,55	21,16	20,19
I.	b	0,0555	- 0,0620	- 0,0179	- 0,0061
	r	0,175	0,149	0,048	0,016
	a	27,20	32,18	14,95	24,83
II.	b	- 0,0564	- 0,0897	0,0056	- 0,0472
	r	0,209 xx	0,297 xx	0,025	0,173 xx
	a	18,01	24,59	21,14	21,16
Gesamt	b	0,0041	- 0,0416	- 0,0335	- 0,0232
	r	0,028	0,233 xx	0,226 xx	0,146 xx
LEUKOZYTENINDEX	a	0,21	0,40	0,33	0,31
I.	b	0,0010	- 0,0012	- 0,0004	- 0,0002
	r	0,161	0,137	0,048	0,023
	a	0,43	0,57	0,20	0,40
II.	b	- 0,0010	- 0,0019	0,0001	- 0,0009
	r	0,164 x	0,292 xx	0,029	0,163 xx
	a	0,26	0,40	0,33	0,33
Gesamt	b	0,0001	- 0,0009	- 0,0007	- 0,0005
	r	0,034	0,220 xx	0,211 xx	0,135 xx

x für $p < 5$ %
xx für $p < 1$ %

./.

Tab. 3.3 :

Parameter			Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
MONOZYTEN %	I.	a	3,17	3,61	3,80	3,53
		b	0,0205	0,0124	- 0,0013	0,0105
		r	0,259 xx	0,140	0,017	0,128 x
	II.	a	0,97	3,27	0,66	1,65
		b	0,0136	- 0,0003	0,0144	0,0092
		r	0,212 xx	0,004	0,254 xx	0,148 xx
	Gesamt	a	3,78	4,17	3,64	3,86
		b	- 0,0036	- 0,0056	- 0,0046	- 0,0045
		r	0,098 x	0,146 x	0,135 x	0,125 xx
EOSINOPHILE %	I.	a	0,51	0,62	0,77	0,63
		b	0,0152	0,0120	0,0070	0,0114
		r	0,291 xx	0,215 xx	0,176 x	0,230 xx
	II.	a	0,78	1,26	1,39	1,15
		b	0,0040	0,0015	- 0,0001	0,0018
		r	0,100	0,039	0,004	0,047
	Gesamt	a	0,92	0,95	0,97	0,94
		b	0,0035	0,0037	0,0027	0,0033
		r	0,154 xx	0,160 xx	0,147 x	0,154 xx
BASOPHILE %	I.	a	0,82	1,92	1,69	1,47
		b	0,0222	- 0,0025	0,0123	0,0110
		r	0,367 xx	0,046	0,204 x	0,186 xx
	II.	a	1,70	0,86	1,83	1,46
		b	0,0021	0,0062	0,0006	0,0030
		r	0,049	0,154 x	0,014	0,070
	Gesamt	a	1,50	1,73	2,14	1,79
		b	0,0040	0,0005	- 0,0010	0,0011
		r	0,158 xx	0,024	0,038	0,046
B S G	I.	a	2,528	0,825	- 0,103	1,113
		b	- 0,0136	0,0121	0,0206	0,0059
		r	0,295 x	0,098	0,360 x	0,070
	II.	a	2,267	1,806	2,719	1,818
		b	- 0,0030	- 0,0028	- 0,0005	- 0,0021
		r	0,104	0,111	0,022	0,079
	Gesamt	a	1,749	1,838	1,325	1,636
		b	0,0002	- 0,0030	- 0,00001	- 0,0009
		r	0,010	0,135	0,001	0,047

X für $p < 5$ %
XX für $p < 1$ %

./.

Tab. 3.4 :

Parameter			Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
GESAMTPROTEIN		a	46,22	62,59	59,16	60,74
	I.	b	0,0144	- 0,0072	- 0,0253	- 0,0065
		r	0,175	0,072	0,348 xx	0,075
		a	46,77	44,81	54,68	48,85
	II.	b	0,0094	0,0116	0,0018	0,0075
		r	0,154	0,195 x	0,034	0,130 xx
		a	49,06	60,72	59,68	54,48
	Gesamt	b	0,0080	0,0053	- 0,0017	0,0038
		r	0,212	0,140 x	0,052	0,106 xx
BLUTZUCKER		a	12,99	11,10	11,22	11,69
	I.	b	- 0,0759	- 0,0576	- 0,0622	- 0,0640
		r	0,439 xx	0,393 xx	0,399 xx	0,399 xx
		a	11,72	11,27	8,74	10,51
	II.	b	- 0,0121	- 0,0161	- 0,0020	- 0,0096
		r	0,245 xx	0,342 xx	0,042	0,187 xx
		a	8,87	8,33	7,71	8,28
	Gesamt	b	0,0052	0,0020	0,0039	0,0038
		r	0,120 x	0,050	0,099	0,091 x
PLASMAGLUKOSE		a	18,41	15,23	15,64	16,29
	I.	b	- 0,1084	- 0,0741	- 0,0893	- 0,0886
		r	0,432 xx	0,346 xx	0,420 xx	0,387 xx
		a	16,66	16,16	15,72	15,02
	II.	b	- 0,0198	0,0245	- 0,0044	- 0,0151
		r	0,287 xx	0,366 xx	0,036	0,212 xx
		a	12,68	11,83	10,49	11,63
	Gesamt	b	0,0042	0,0021	0,0094	0,0054
		r	0,069	0,038	0,166 xx	0,092 x

x für $p < 5$ %

xx für $p < 1$ %

./.

Tab. 3.5 : Weißes Blutbild, Absolutwerte [10^9 Zellen/l Blut]

Parameter			Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
LYMPHOZYTEN	I.	a	9.06	8.39	0.21	9.89
		b	0.0204	0.0347	- 0.0049	0.0160
		r	0.116	0.177	0.034	0.091
	II.	a	11.30	8.78	4.57	9.22
		b	0.0600	0.0143	- 0.0315	0.0139
		r	0.310 xx	0.103	0.280 xx	0.091 x
	Gesamt	a	8.37	9.17	12.57	10.07
		b	0.0262	0.0124	- 0.0118	0.0086
		r	0.268 xx	0.151 x	0.183 xx	0.104xx
HETEROPHILE	I.	a	1.90	2.93	3.57	2.80
		b	0.0129	0.0024	- 0.0056	0.0033
		r	0.173	0.030	0.072	0.042
	II.	a	2.01	4.93	2.88	3.30
		b	0.0070	- 0.0145	- 0.0041	- 0.0041
		r	0.089	0.235 xx	0.094	0.064
	Gesamt	a	2.12	3.33	3.61	3.02
		b	0.0065	- 0.0041	- 0.0087	- 0.0021
		r	0.161 xx	0.114	0.287 xx	0.059
MONOZYTEN	I.	a	0.30	0.43	0.64	0.46
		b	0.0051	0.0038	0.0008	0.0027
		r	0.378 xx	0.220 x	0.062	0.179
	II.	a	0.02	0.04	0.28	0.22
		b	0.0032	0.0003	0.0007	0.0014
		r	0.311 xx	0.028	0.076	0.139
	Gesamt	a	0.47	0.58	0.63	0.54
		b	0.0005	- 0.0007	- 0.0015	- 0.0006
		r	0.085	0.112	0.259 xx	0.095

x für $p < 5$ %

xx für $p < 1$ %

./.

Tab. 3.6 : Weißes Blutbild, Absolutwerte $\left[10^9 \text{ Zellen/l Blut}\right]$

Parameter			Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
EOSINOPHILE	I.	a	0.04	0.06	0.12	0.07
		b	0.0026	0.0024	0.0012	0.0020
		r	0.345 xx	0.260 xx	0.179 x	0.262
	II.	a	- 0.02	0.19	0.29	0.16
		b	0.0016	0.0002	- 0.0006	0.0004
		r	0.180 x	0.025	0.107	0.050
	Gesamt	a	0.09	0.13	0.16	0.13
		b	0.0009	0.0007	0.0002	0.0006
		r	0.212 xx	0.154 xx	0.071	0.152
BASOPHILE	I.	a	0.08	0.21	0.28	0.19
		b	0.0036	0.0007	0.0019	0.0021
		r	0.393 xx	0.081	0.162	0.206 xx
	II.	a	0.09	0.09	0.37	0.18
		b	0.0014	0.0011	- 0.0007	0.0006
		r	0.177 x	0.173 x	0.111	0.086
	Gesamt	a	0.17	0.21	0.37	0.25
		b	0.0010	0.0003	- 0.0007	0.0002
		r	0.232 xx	0.080	0.154 xx	0.048

x für $p < 5$ %

xx für $p < 1$ %

./.

Die Extremwerte innerhalb der Testtage betragen für Auslaufhaltung 2,096 bis 2,484; für Bodenhaltung 2,060 bis 2,848 und für Käfighaltung 2,216 bis 2,792 (vgl. Anhang A I).

Es werden Regressionen in Abhängigkeit vom Testtag für den gesamten Untersuchungszeitraum des Versuchs I (30 Wochen) und unterteilt nach 1. bis 14. Testtag bzw. 15. bis 30. Testtag für die einzelnen Haltungsformen und für das gesamte Tiermaterial berechnet (Tab. 3.1).

Ohne Berücksichtigung der Betriebe besteht eine signifikante ($p < 1$ %) positive Beziehung zwischen Erythrozytenzahl und Testtag über den gesamten Untersuchungszeitraum.

Innerhalb der Käfig- und Bodenhaltung sind die Regressionen positiv und signifikant ($p < 1$ %); bei der Auslaufhaltung negativ und nicht signifikant.

Im ersten Untersuchungszeitraum werden diese Abhängigkeiten besonders deutlich, während sie im zweiten Zeitraum in allen drei Betrieben negativ und nicht signifikant sind.

Die Korrelation zwischen Anzahl der Erythrozyten und dem Hämatokrit ist in allen drei Haltungsformen sowie für das gesamte Tiermaterial positiv ($r = 0,41$) und signifikant ($p < 0,1$ %), die Korrelationskoeffizienten betragen für Auslaufhühner $r = 0,33$; Bodentiere $r = 0,48$ und Käfighaltung $r = 0,34$ (Tab. 4).

Die Beziehung zwischen Erythrozytenzahl und Gesamteiweiß ist in allen drei Haltungsformen sowie für Gesamt negativ und nicht signifikant.

./.

Tab.: 4 Versuch I

Korrelationskoeffizienten für die Beziehungen zwischen Gesamtprotein (A) u. einigen Parametern sowie Hämatokrit (B) u. Erythrozyten und BSG

Korrelation		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
A	Erythrozyten	- 0,113	- 0,044	- 0,071	- 0,080
	Leukozyten	0,257	- 0,030	0,036	0,117
	Hämatokrit	- 0,127	- 0,054	- 0,049	- 0,072
	Blutzucker	- 0,121	- 0,065	0,136	- 0,023
	BSG	- 0,092	- 0,124	0,015	- 0,060
B	Erythrozyten	0,334 x x x	0,476 x x x	0,339 x x x	0,407 x x x
	BSG	- 0,052	0,014	- 0,082	- 0,083

x x x für $p < 0,1$ %

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Nach zehnstündigem Wasserentzug (Versuch II) liegen alle Werte der drei Haltungsformen im Normalbereich. Nur bei Auslauftieren ist der Wert unmittelbar nach dem Wasserentzug (O-Wert) über dem Normalbereich (Tab. 5.1).

Bei Versuch III zeigen sich gleichfalls keine deutlichen Abweichungen, lediglich Bodenhaltungshennen zeigen nach 3 und 6 Stunden p. i. geringgradige, unter dem Normalbereich angesiedelte Werte (Tab. 5.2), Abb. 2.

Zusammenfassend kann gesagt werden, daß Käfigtiere deutlich unterschiedlich höhere Erythrozytenwerte haben als die beiden verglichenen, anderen Haltungsformen. Der Schwankungsbereich liegt zwischen 5 und 20 %.

Die Belastungsversuche zeigen keine deutlich abweichenden Reaktionen zwischen den drei Betriebsformen.

./.

Tab.: 5.1 Versuch II
Erythrozyten (10^{12} Zellen/1 Blut)

Zeit nach Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
0 Std.	$\bar{x}$	2,528	2,362	2,599
	$\pm s$	0,387	0,239	0,215
3 Std.	$\bar{x}$	2,257	2,463	2,528
	$\pm s$	0,146	0,279	0,306
21 Std.	$\bar{x}$	2,240	2,339	2,636
	$\pm s$	0,133	0,231	0,233

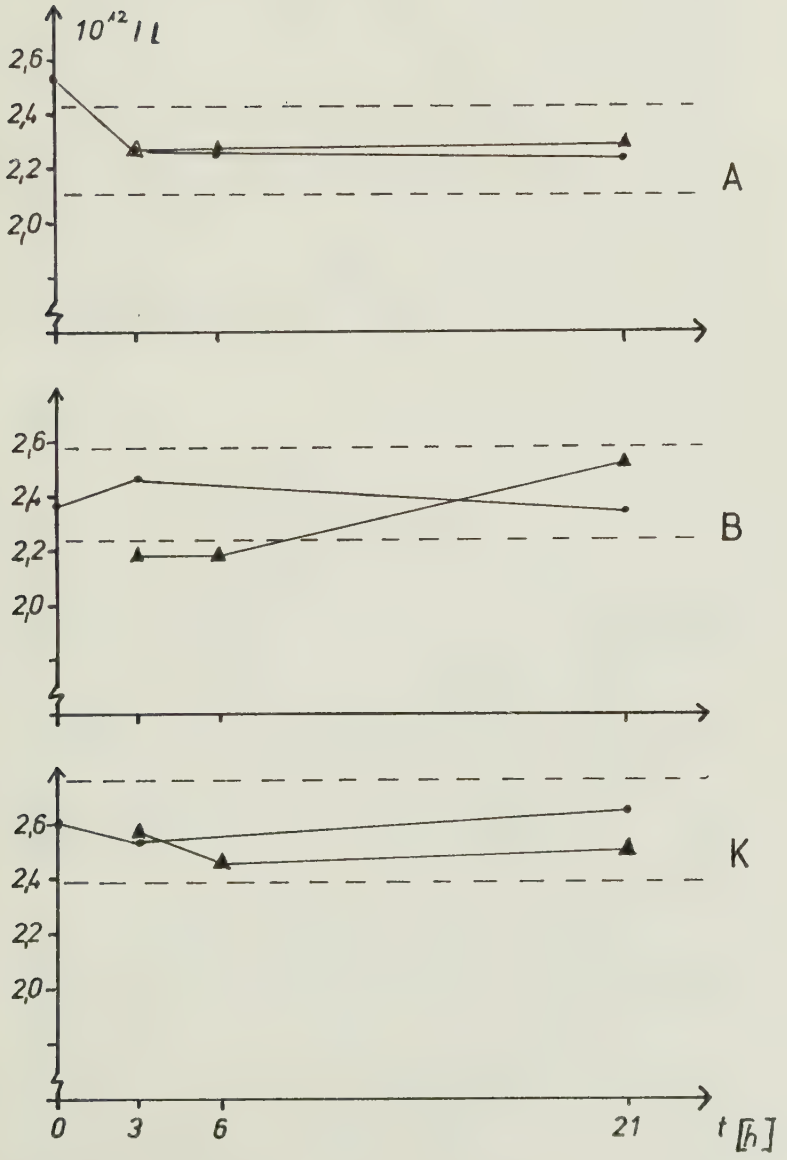
Tab.: 5.2 Versuch III

3 Std.	$\bar{x}$	2,262	2,184	2,569
	$\pm s$	0,286	0,248	0,250
6 Std.	$\bar{x}$	2,258	2,179	2,451
	$\pm s$	0,172	0,399	0,262
21 Std.	$\bar{x}$	2,279	2,534	2,511
	$\pm s$	0,246	0,317	0,291

./.

Abb. 2: Erythrozyten

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug)
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG)
2 s-Referenzbereich----, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (



4.1.2 Hämatokrit

Der Mittelwert aller untersuchten Tiere über den Zeitraum von Versuch I beträgt 0,304 l/l mit einem Variationskoeffizienten von V = 10,6 %. Extremwerte der einzelnen Untersuchungstage liegen zwischen 0,261 bis 0,317 l/l mit Variationskoeffizienten von V = 6 bis 15 % (Tab. 1). Im Vergleich der einzelnen Haltungsformen finden sich die bei den Erythrozytenzahlen festgestellten Abstufungen mit den höchsten Werten bei den Käfighennen (0,308) über Hennen in Bodenhaltung (0,305) bis hin zu den Auslaufhennen (0,298). Auch bei diesem Parameter haben die Hennen in Bodenhaltung mit V = 11,9 % deutlich höhere Variationen als Käfig- (V = 9,9 %) und Auslauftiere (V = 9,8 %).

Die Haltungsunterschiede sind mittels einer einfachen Varianzanalyse mit $p < 0,1$ % abgesichert.

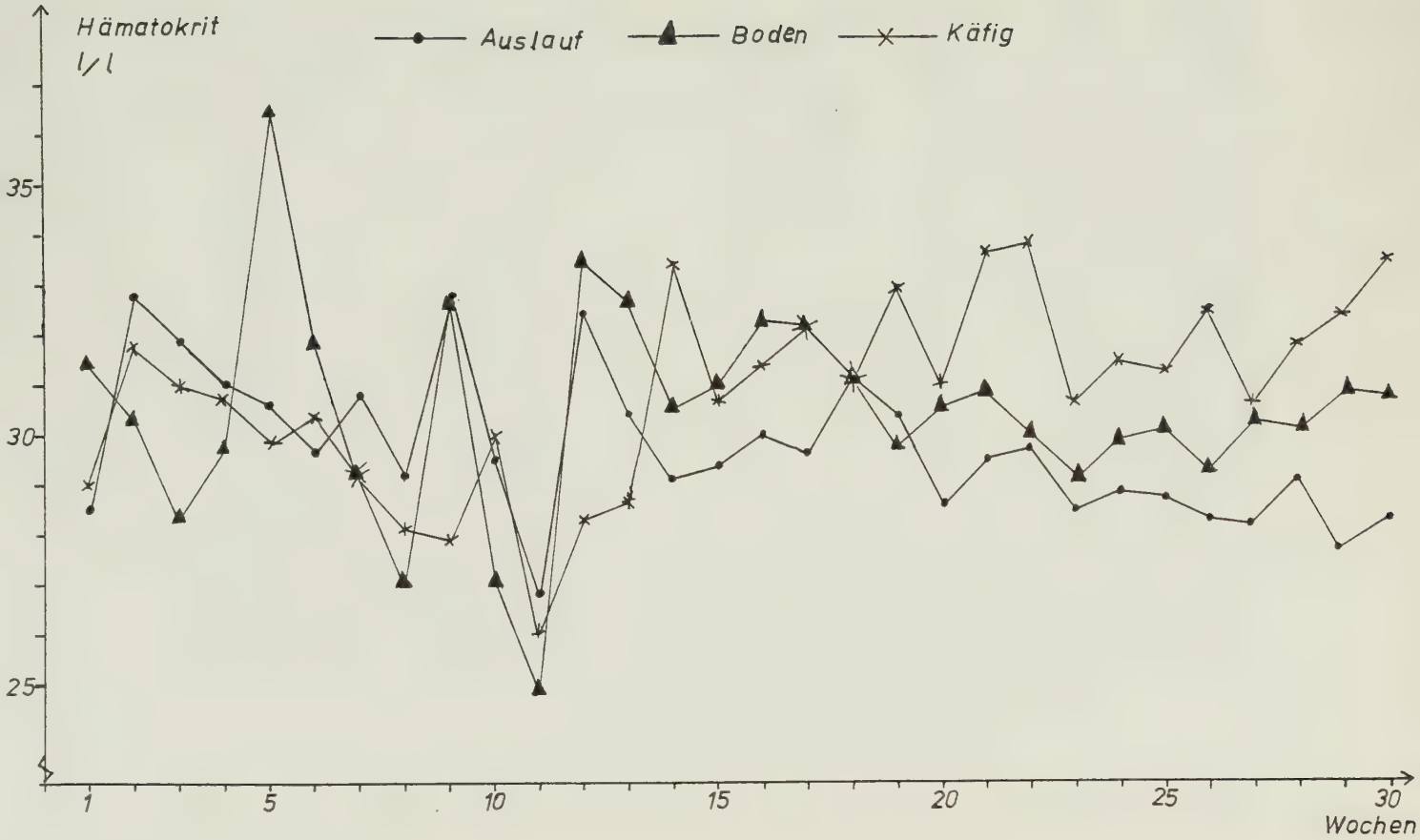
Im Vergleich der einzelnen Haltungsformen untereinander haben die Auslaufhennen im t-Test signifikant niedrigere Werte als Käfighennen ($p < 0,1$ %) und auch als Hennen in Bodenhaltung ($p < 5$ %). Die Unterschiede zwischen Hennen in Bodenhaltung und Käfigaufstallung sind nicht signifikant (Tab. 2). Der Kurvenverlauf zeigt beachtliche Schwankungen von Testtag zu Testtag (Abb. 3), die im zweiten Untersuchungsabschnitt geringer werden. Die in Tab. 1 festgestellte Rangfolge kommt besonders in den letzten 10 Testtagen deutlich zum Ausdruck. Die Grenzwerte liegen

bei Käfighaltung bei 0,260 bis 0,339 (V = 6 - 12 %);
bei Bodenhaltung zwischen 0,248 und 0,365 (V = 3 - 25 %);
bei Auslaufhaltung von 0,268 bis 0,329 (V = 6 - 18 %);

(vgl. Anhang A II).

./.

Abb. 31: Kurvenverlauf des Hämatokrits



Über den gesamten Untersuchungszeitraum besteht für die Gesamtheit der drei Betriebsformen keine signifikante Beziehung zu den Testtagen; bei Unterteilung in Abschnitte (1. bis 14. und 15. bis 30. Testtag) zeigen beide Zeiträume negative und signifikante Abhängigkeiten ($p < 5$ %). Innerhalb der Betriebe sind die Regressionen zum Testtag uneinheitlich (Tab. 3.1); für die Bodenhaltung ergibt sich in keinem Fall eine signifikante Beziehung.

Die Korrelation zwischen Hämatokrit und Gesamtprotein ist in allen drei Haltungssystemen und Gesamt negativ und nicht signifikant (Tab. 4,A).

Die Beziehung zwischen Hämatokrit und Blutsenkungsgeschwindigkeit ist bei den Käfig- und Auslaufhennen negativ, bei der Bodenhaltung positiv und in allen drei Haltungsformen sowie Gesamt nicht signifikant (Tab. 4,B).

Versuch II u. III (Belastungen)

Die Werte bei Versuch II liegen bei allen drei Haltungsformen im Normalbereich (Tab. 6.1), Abb. 4. Dies ist mit Ausnahme der Auslaufhennen auch für Versuch III zutreffend. Auslaufhennen zeigen vom 1. bis zum 3. Blutentnahmezeitpunkt einen stetigen Anstieg nach Adrenalininjektion (Tab. 6.2).

Insgesamt ergeben sich für den Hämatokrit gesicherte Haltungsunterschiede. Auslaufhennen haben signifikant niedrigere Hämatokritwerte als Boden- und Käfighennen. Bei den Belastungsversuchen zeigen lediglich die Auslaufhennen einen starken Anstieg nach Adrenalininjektion.

./.

Tab.: 6.1 Versuch II

Hämatokrit (l Blutkörperchen/l Blut)

Zeit nach Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
0 Std.	$\bar{x}$	0,297	0,294	0,336
	$\pm s$	0,018	0,036	0,025
3 Std.	$\bar{x}$	0,290	0,308	0,317
	$\pm s$	0,027	0,016	0,025
21 Std.	$\bar{x}$	0,284	0,292	0,321
	$\pm s$	0,022	0,017	0,019

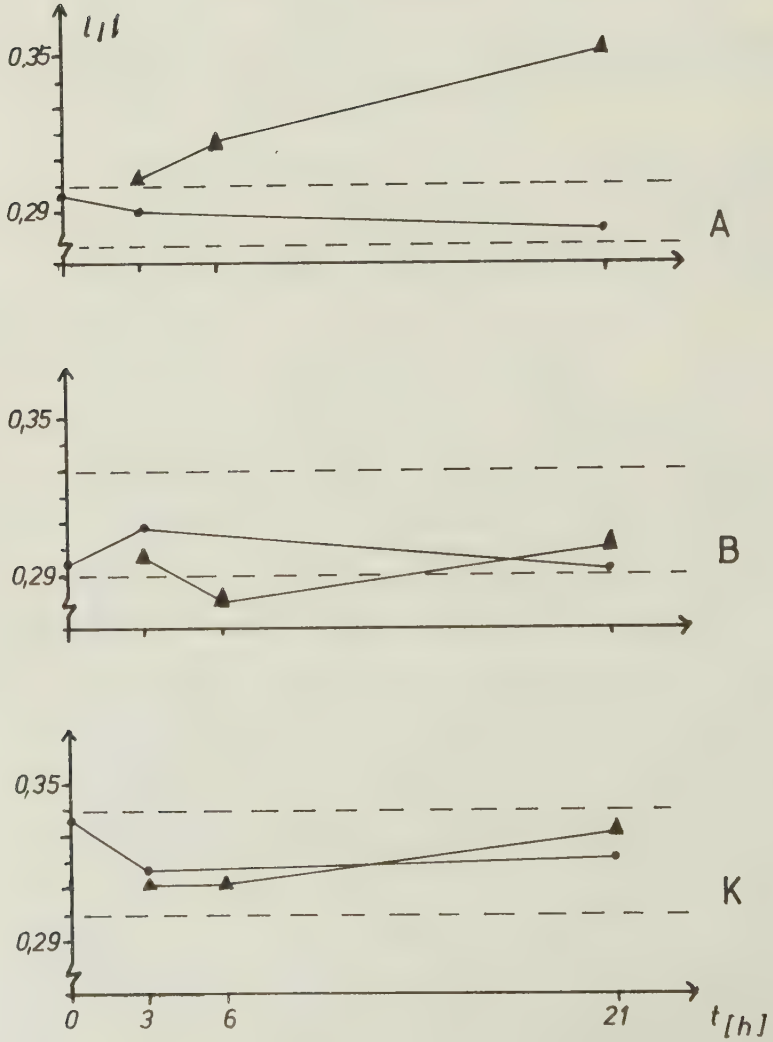
Tab.: 6.2 Versuch III

3 Std.	$\bar{x}$	0,303	0,297	0,311
	$\pm s$	0,021	0,015	0,017
6 Std.	$\bar{x}$	0,317	0,280	0,312
	$\pm s$	0,024	0,028	0,033
21 Std.	$\bar{x}$	0,352	0,320	0,331
	$\pm s$	0,042	0,033	0,026

./.

Abb. 4: Hämatokrit

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich - - -, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.1.3 Mittleres korpuskuläres Zellvolumen (MCV)

Der MCV ist ein erythrozytometrischer Meßwert, der das mittlere Volumen des Einzelerythrozyten angibt.

Über den gesamten Untersuchungszeitraum des Versuches I ergibt sich für die Gesamtheit der Versuchstiere ein Wert von 128,49 fl (= 10^{-15} l) mit einem Variationskoeffizienten von V = 13,0 %. Grenzwerte liegen zwischen 121,9 und 139,4 (V = 6 - 19 %), (Tab. 1, vgl. Anhang A III).

Auslaufhennen weisen das größte mittlere Erythrozytenzellvolumen auf mit 131,23 (V = 13,1 %), gefolgt von Hennen in Bodenhaltung mit 130,53 (V = 12,9 %) und Käfighennen mit 123,90 (V = 12,2 %). In einer einfachen Varianzanalyse sind diese Unterschiede signifikant ($p < 0,1$ %). Käfighennen haben im Einzelvergleich untereinander im t-Test die signifikant geringeren Werte als Bodenhaltungshennen und Auslauftiere (beide $p < 0,1$ %). Bodenhaltung unterscheidet sich nicht signifikant von Auslaufhaltung (Tab. 2).

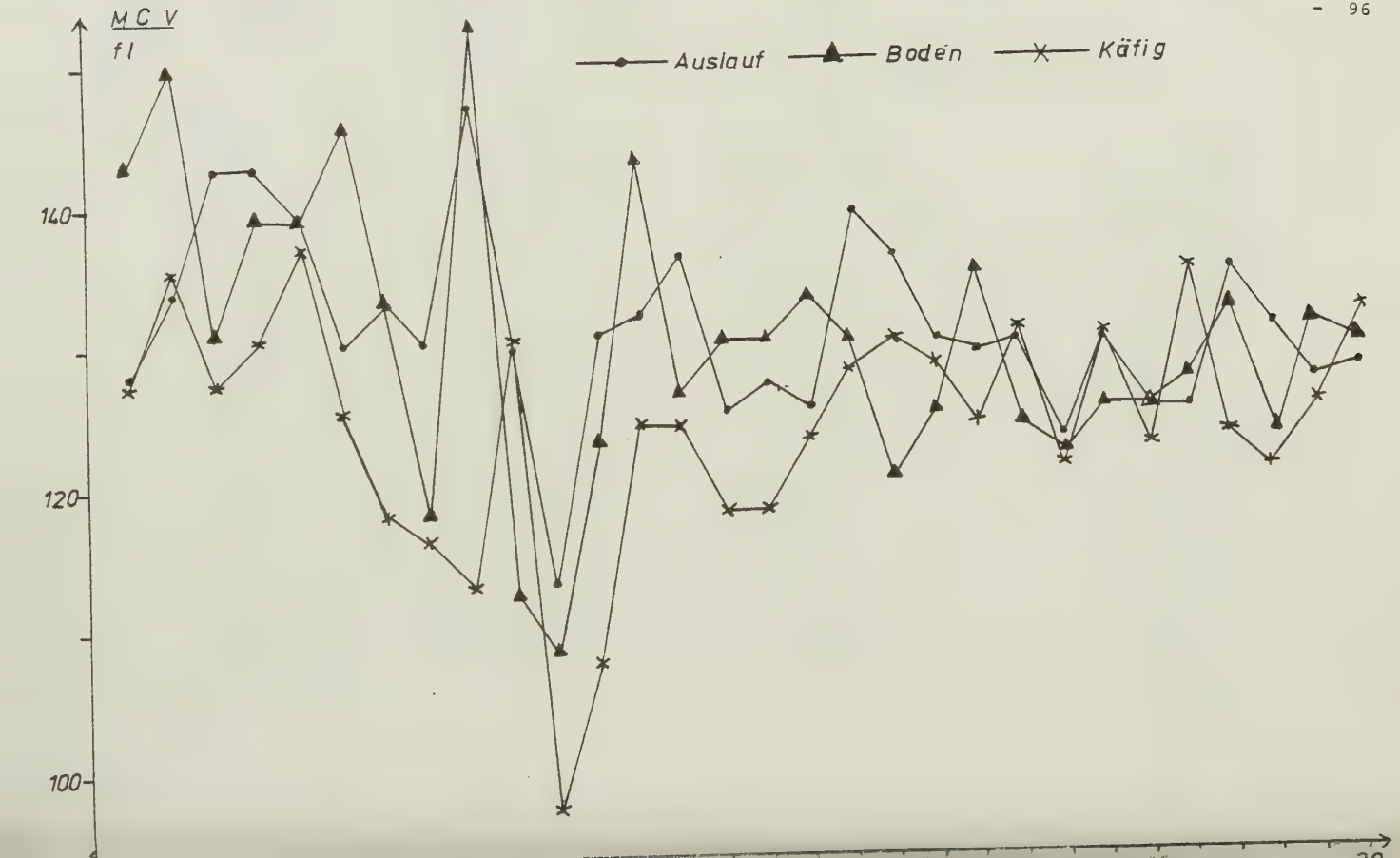
Der Kurvenverlauf spiegelt das bei den Erythrozytenzahlen und dem Hämatokrit Gesagte wieder (Abb. 5). Beachtliche Schwankungen im ersten Untersuchungsabschnitt erfahren im zweiten eine gewisse Nivellierung. Über den gesamten Zeitraum zeigen sich die Kurvenbilder der drei Systeme recht gleichsinnig, wenn auch manchmal phasenverschoben. Die Grenzwerte betragen

bei Auslaufhaltung 113,1 bis 147,4 (V = 5,7 bis 17,9 %);
bei Bodenhaltung 108,0 bis 153,1 (V = 3,4 bis 22,6 %);
bei Käfighaltung 96,5 bis 137,3 (V = 3,8 bis 18,4 %).

Über den gesamten Untersuchungszeitraum besteht für die Gesamtheit der Versuchstiere eine signifikante ($p < 1$ %),

./.

Abb. 5: Kurvenverlauf des Mittleren-Zellvolumens (MCV) im Versuch I (1. bis 30. Testwoche)



negative Regression zum Testtag, die vorwiegend durch den ersten Testzeitraum bedingt wird, während der zweite Abschnitt keine signifikante Abhängigkeit aufzuweisen hat. (Tab. 3.1).

Innerhalb der Betriebe zeigen die Käfig- wie Bodenhaltungshennen signifikant ($p < 1$ %) negative Abhängigkeiten während des ersten Abschnitts. Im zweiten Zeitraum sind die Regressionen nicht abzusichern.

Für den gesamten Untersuchungszeitraum haben Bodenhaltungshennen signifikant negative Beziehungen ($p < 1$ %), ebenso Auslaufhennen ($p < 5$ %).

Versuch II u. III (Belastungen)

Eine Veränderung der Werte nach Trinkwasserentzug wird nicht deutlich. Auch nach Adrenalininjektion verbleiben die Werte von Boden- und Käfighennen im 2s-Bereich. Auslaufhennen zeigen ansteigende Werte, die zum 21-Stunden-Zeitpunkt deutlich erhöht sind (Abb. 6, Tab. 7).

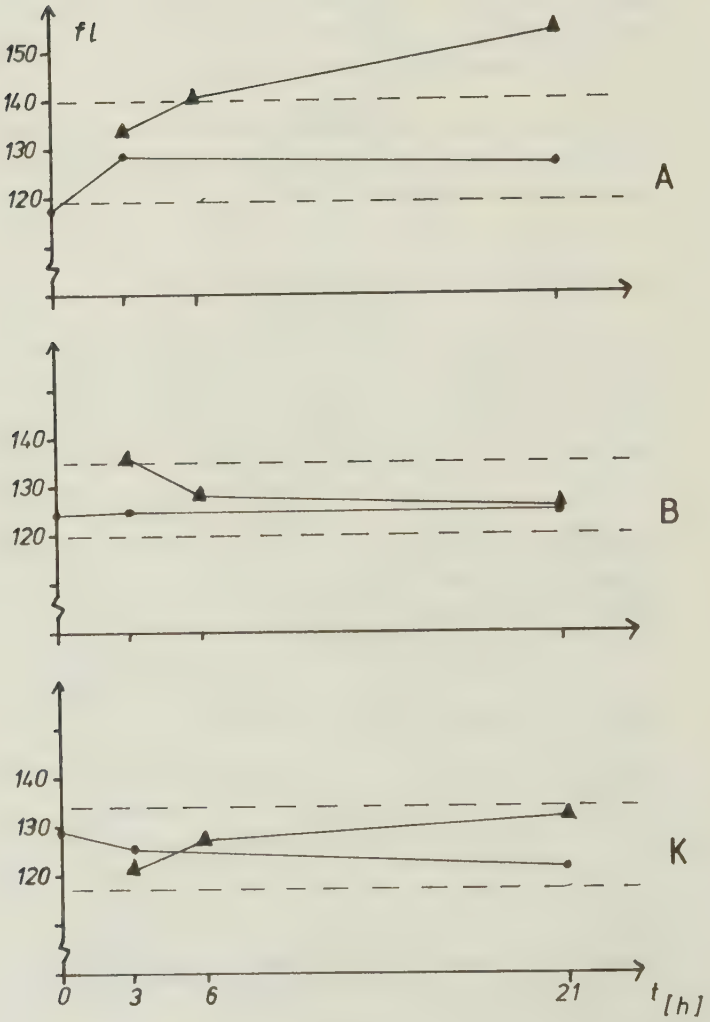
Es wurden haltungsbedingte Unterschiede in Versuch I deutlich. Trinkwasserentzug bewirkt keine Veränderung des MCV; nach Adrenalininjektion zeigen nur Auslaufhennen eine Zunahme des mittleren korpuskulären Volumens.

Tab. 7: Versuch II und III, MCV

	Zeit und Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
II	0 Std.	$\bar{x}$	119	125	130
	3 Std.	$\bar{x}$	128	126	126
	21 Std.	$\bar{x}$	127	126	123
III	3 Std.	$\bar{x}$	143	137	120
	6 Std.	$\bar{x}$	141	131	123
	21 Std.	$\bar{x}$	157	127	133

Abb. 6: Mittleres Zellvolumen (MCV)

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich- - -, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (



4.2 Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit (BSG)

Die Gesamtheit der Versuchstiere weist über den Zeitraum des ersten Versuchs einen arithmetischen Mittelwert von 1,515 mm/h mit einem Variationskoeffizienten von 58,5 % auf. Die Grenzwerte schwanken von 1,125 bis 1,985 (V = 16,2 bis 87,9 %), (Tab. 1).

Das Verhalten der BSG zwischen den einzelnen Haltungsformen ist das reziproke Spiegelbild zur Erythrozytenzahl. Käfighennen mit den höchsten Erythrozytenzahlen weisen die langsamste Senkungsgeschwindigkeit auf (1,324 mit V = 54,8 %). Bei Bodenhaltung (1,450; V = 66,9 %) und Auslaufhennen (1,774 bei V = 50,3 %) nimmt die Senkung zu und die Erythrozytenzahlen ab. In der einfachen Varianzanalyse sind diese Unterschiede signifikant haltungsbedingt ($p < 0,1$ %).

Im Vergleich der Haltungsform untereinander haben Auslauftiere im t-Test signifikant beschleunigtere Senkungen als Bodenhaltungshennen und Käfighennen (jeweils $p < 0,1$ %). Der Unterschied zwischen Hennen im Käfig und in Bodenhaltung ist nicht signifikant (Tab. 2).

Aus Abb. 7 ist ersichtlich, daß die Hennen in Bodenhaltung mit den Käfighennen einen weitgehendst gleichsinnigen, wenn auch manchmal phasenverschobenen Kurvenverlauf zeigen. Auslaufhennen weisen ein völlig davon abweichendes Kurvenbild mit deutlichen Peaks am 17., 22. und 27. Testtag und stärkeren Schwankungen auf, obwohl der Variationskoeffizient bei dieser Haltung für alle 30 Testtage am geringsten ist.

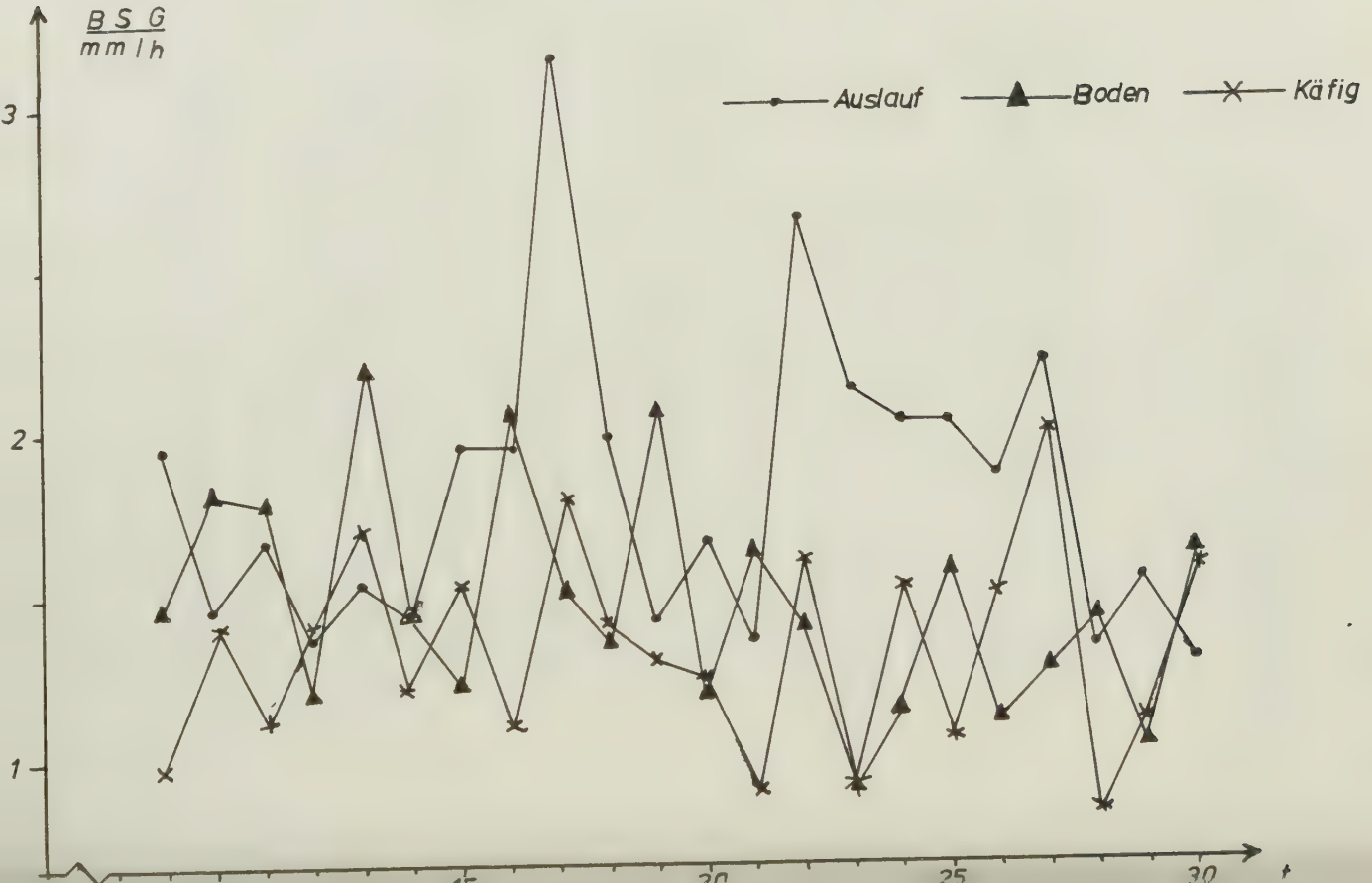
Die Grenzwerte betragen

für Hennen im Auslauf 1,28 bis 3,15 (V = 8,6 bis 76,3 %);
bei Bodenhaltung 0,9 bis 2,18 (V = 17,0 bis 110,5 %);
bei Käfighaltung 0,81 bis 1,98 (V = 16,1 bis 96,9 %).

(vgl. Anhang A IV).

./.

Abb. 7: Kurvenverlauf der Blutsenkungsgeschwindigkeit (BSG) im Versuch I (1. bis 30. Testwoche)



Eine signifikante Abhängigkeit vom Testtag ist nur bei Käfighennen positiv, bei Auslaufhennen im ersten Untersuchungsabschnitt negativ ($p < 5\%$), (Tab. 3. 3).

Die BSG ist mit dem Gesamteiweiß in allen drei Haltungsformen und Gesamt nicht signifikant korreliert; während bei den Käfigtieren die Beziehung positiv ist, ist sie bei Boden- und Auslaufhaltung negativ (Tab. 4)

Versuch II u. III (Belastungen)

In Versuch II liegt allen drei Haltungen eine gemeinsame Tendenz zu Grunde:
Mäßiger Abfall zum zweiten Meßzeitpunkt mit folgendem Anstieg. Bei den Bodenhaltungshennen ist dieser ausgeprägter und übersteigt den oberen Normalbereich (Tab. 8.1) (Abb. 8.)

Die Werte nach Adrenalininjektion liegen bei allen drei Haltungssystemen im Normalbereich mit Ausnahme der Auslaufhennen zum 21- Stunden-Wert (Tab. 8.2)

Insgesamt zeigt die BSG eine haltungsbedingte Abhängigkeit, wobei Auslaufhennen signifikant höhere Werte haben als Boden- und Käfighennen. Bei Belastung zeigen lediglich Bodentiere auf Trinkwasserentzug einen erhöhten 21-Stunden-Wert.

Tab.: 8.1 Versuch II

Blutsenkungsgeschwindigkeit BSG (mm/h)

Zeit nach Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
0 Std.	$\bar{x}$	1,63	1,27	0,69
	$\pm s$	0,76	0,38	0,37
3 Std.	$\bar{x}$	1,38	1,15	0,71
	$\pm s$	0,38	0,31	0,50
21 Std.	$\bar{x}$	1,54	2,35	1,30
	$\pm s$	0,22	1,13	0,14 .

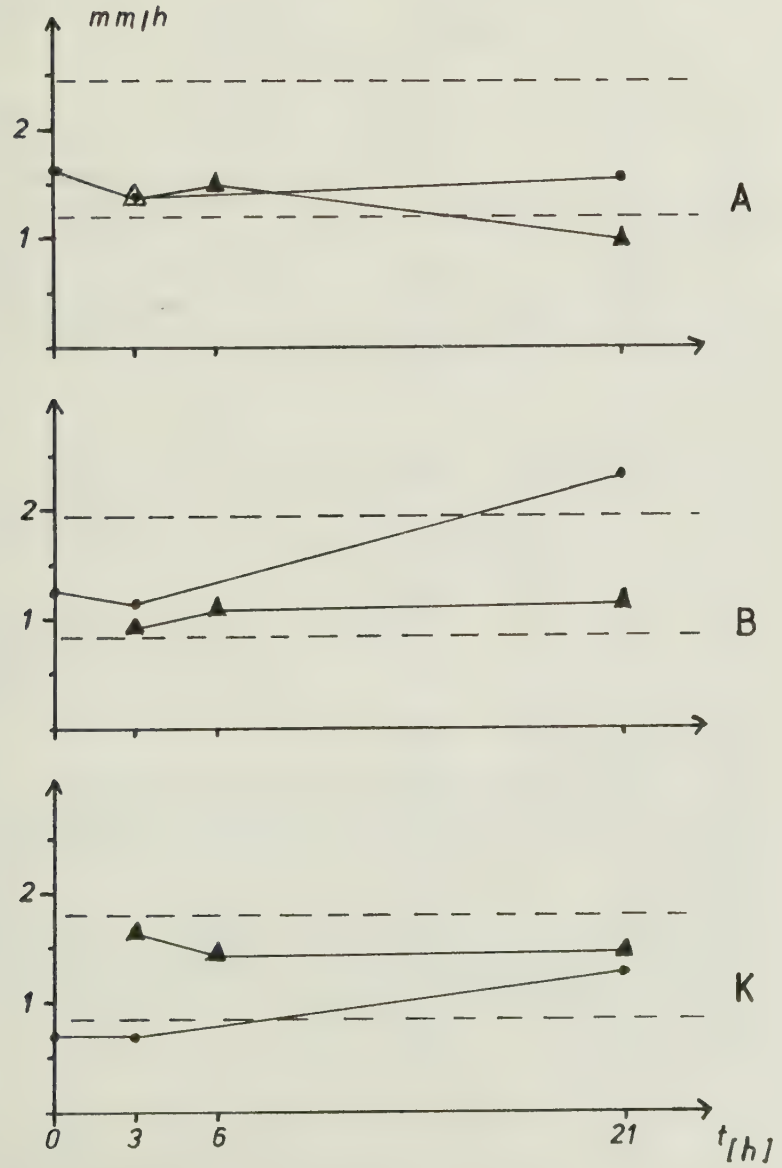
Tab.: 8.2 Versuch III

3 Std.	$\bar{x}$	1,41	0,93	1,62
	$\pm s$	0,30	0,34	0,45
6 Std.	$\bar{x}$	1,50	1,10	1,43
	$\pm s$	0,46	0,52	0,26
21 Std.	$\bar{x}$	1,01	1,14	1,46
	$\pm s$	0,44	0,31	0,44

./.

Abb. 8: Blutsenkungsgeschwindigkeit (BSG)

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich- - - -, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K



4.3 Leukogramm

4.3.1 Leukozytenanzahl

Der Leukozytenwert des Tierkontingents beträgt für den Versuch I

$$15{,}329 \times 10^9 \text{ Leukozyten / 1 Blut}$$

mit einem Variationskoeffizienten von 36,4 %. Die Grenzwerte liegen zwischen 12,1 und 23,6 (V = 21 - 52 %), (Tab. 9.1). Die Leukozytenwerte der drei Haltungsformen liegen eng beieinander und zeigen weder in der einfachen Varianzanalyse (Tab. 9.2) haltungsbedingte Unterschiede, noch bestehen signifikante Unterschiede zwischen den einzelnen Haltungsformen (Tab. 2). Die Variationskoeffizienten sind bei Auslaufhennen am höchsten (45,9 %) und bei Käfigtieren am niedrigsten (30,0 %).

Das Kurvenschaubild (Abb. 9) zeigt weitgehende Übereinstimmung zwischen den Werten von Käfig- und Auslaufhennen. Bodenhaltungstiere zeigen an drei Untersuchungstagen (11., 17. und 24. Testtag) deutlich erhöhte Peaks. Die Grenzwertbereiche liegen:

bei Auslaufhennen 11,0 bis 36,2 (V = 11 bis 75 %);
bei Tieren in Bodenhaltung 11,5 bis 22,9 (V = 15 bis 42 %);
bei Käfighennen 10,5 bis 19,7 (V = 9 bis 41 %);

(vgl. Anhang A V).
Es ist festzuhalten, daß trotz der deutlich stärkeren Schwankungen bei den Bodenhaltungstieren diese ähnlich niedrige Variationskoeffizienten aufweisen wie die Käfighennen.

Es besteht für die Gesamtheit des Tiermaterials über den gesamten Untersuchungszeitraum eine gering, positive Abhängigkeit, die nicht signifikant ist mit Ausnahme des ersten Abschnitts ($p < 5$ %), (Tab. 3.2).

./.

Tab. 9.1 : Versuch I

Anzahl der Leukozyten [SI-Einheiten], Differentialblutbild [%] und Leukozytenindex (Heterophile : Lymphozyten) der drei Haltungsformen sowie Gesamt nach Eingewöhnung; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen.

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
Leukozyten	n	284	276	296	856
	$\bar{x}$	15,362	15,408	15,224	15,329
	$\pm$ s	7,057	4,846	4,560	5,587
Lymphozyten	n	284	283	290	857
	$\bar{x}$	75,01	72,98	75,77	74,59
	$\pm$ s	9,76	11,14	9,61	10,24
Heterophile	n	284	283	290	857
	$\bar{x}$	18,41	20,31	17,78	18,82
	$\pm$ s	8,80	10,53	8,88	9,48
Monozyten	n	284	283	290	857
	$\bar{x}$	3,42	3,60	3,18	3,40
	$\pm$ s	2,19	2,25	2,02	2,16
Eosinophile	n	284	283	290	857
	$\bar{x}$	1,26	1,34	1,23	1,28
	$\pm$ s	1,36	1,37	1,10	1,28
Baso-phile	n	284	283	290	857
	$\bar{x}$	1,89	1,78	2,04	1,91
	$\pm$ s	1,50	1,37	1,53	1,47
Leukozyten-index	n	284	283	290	857
	$\bar{x}$	0,268	0,311	0,257	0,278
	$\pm$ s	0,187	0,229	0,194	0,205

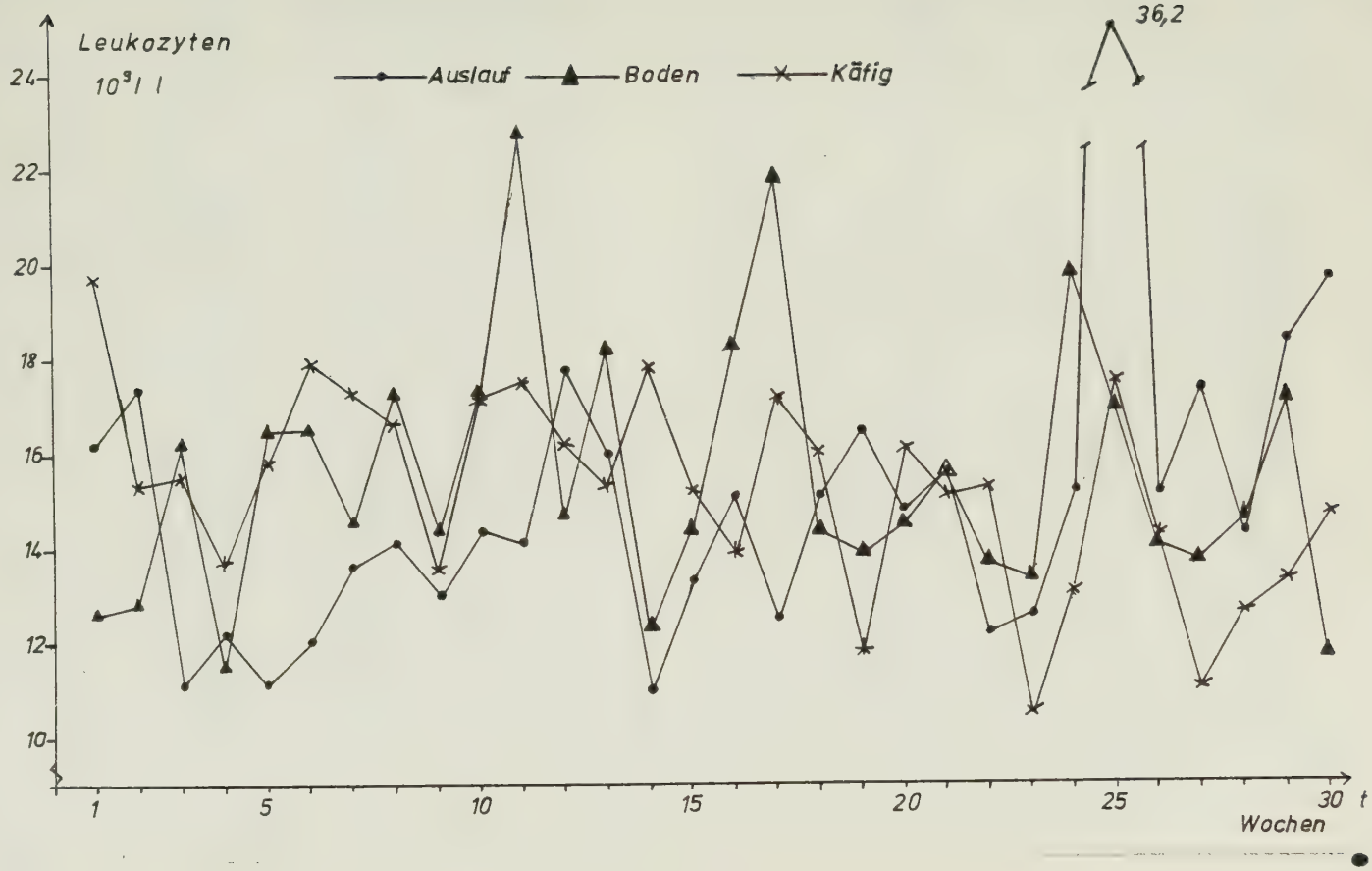
./.

Ergebnis der einfachen Varianzanalyse,
Variationsursache Haltungsform:

Leukozyten		F	= 0,08 ;	n. s.
Differentialblutbild				
	Lymphozyten	F	= 5,73 ;	$p < 1\ \%$
	Heterophile	F	= 5,56 ;	$p < 1\ \%$
	Monozyten	F	= 2,71 ;	n. s.
	Eosinophile	F	= 0,47 ;	n. s.
	Basophile	F	= 2,27 ;	n. s.
Leukozytenindex		F	= 5,58 ;	$p < 1\ \%$

(n. s. = nicht signifikant)

./.


Leukozyten
10^9/ l
Auslauf
Boden
Käfig
36,2
24
22
20
18
16
14
12
10
1
5
10
15
20
25
30
t
Wochen

Die Auslaufhennen zeigen eine positive Regression zu den Testtagen, die für den zweiten Untersuchungsabschnitt und die gesamte Zeitdauer von Versuch I signifikant ist ($p < 1$ %).

Bei den Hennen in Bodenhaltung besteht im ersten Abschnitt eine positive, signifikante ($p < 1$ %), im zweiten Abschnitt eine negative, nicht signifikante Regression und insgesamt keine wesentliche Abhängigkeit.

Die Käfighennen haben in beiden Abschnitten eine negative Regression mit Signifikanz ($p < 1$ %) für den zweiten Abschnitt. Bezogen auf alle Testtage besteht eine negative, signifikante Abhängigkeit ($p < 1$ %).

Die Korrelationen von Leukozytenzahlen zum Gesamtprotein sind in allen drei Haltungsformen und Gesamt nicht signifikant und mit Ausnahme der Bodenhaltungshennen positiv (Tab. 4).

Versuch II u. III (Belastungen)

Zehnstündiger Wasserentzug (II) beeinflußt die Werte von Käfig- und Auslaufhennen nicht. Bodenhaltungshennen haben zum ersten und letzten Meßzeitpunkt Werte über dem Normalbereich. Im Versuch III haben Käfighennen sechs Stunden p.i. einen weit über dem Normalbereich liegenden Peak, während bei Extensivhaltung zu diesem Zeitpunkt ein gering unter dem Referenzbereich liegender Tiefpunkt zu finden ist. Hennen in Bodenhaltung zeigen keine deutliche Reaktion. (Tab. 10.1, 10.2; Abb. 10).

Insgesamt zeigen die Leukozytenzahlen keine Haltungsabhängigkeit. Nach Adrenalininjektion reagieren Käfighennen mit einem spontanen und heftigen Leukozytenanstieg.

./.

Tab.: 10.1 Versuch II
Leukozyten (10^9 Zellen/1 Blut)

Zeit nach Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
0 Std.	$\bar{x}$	13,461	22,271	14,552
	$\pm s$	6,504	8,167	4,400
3 Std.	$\bar{x}$	16,598	17,248	15,711
	$\pm s$	10,026	3,200	4,175
21 Std.	$\bar{x}$	15,986	20,297	12,696
	$\pm s$	5,499	10,315	5,939

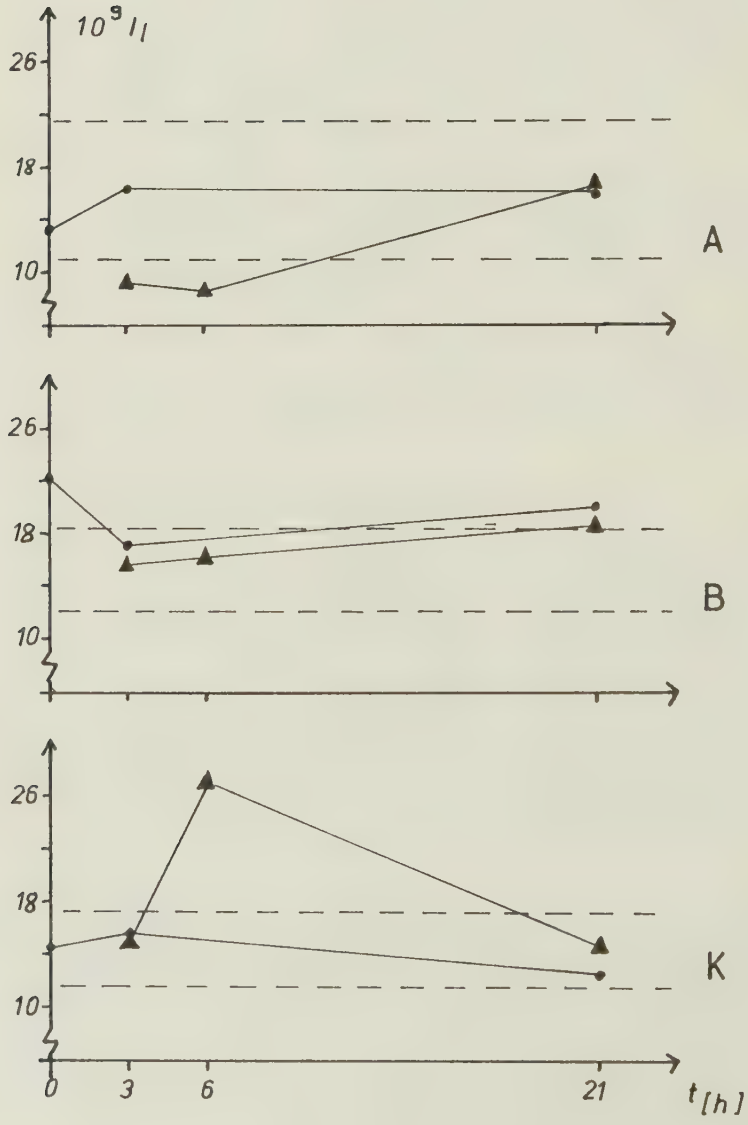
Tab.: 10.2 Versuch III

3 Std.	$\bar{x}$	9,438	15,502	15,090
	$\pm s$	2,777	6,055	11,217
6 Std.	$\bar{x}$	8,614	16,321	27,953
	$\pm s$	3,159	4,556	12,585
21 Std.	$\bar{x}$	16,879	18,628	14,516
	$\pm s$	5,718	4,673	3,367

./.

Abb. 10: Leukozyten

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich - - - -, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K



4.3.2 Absolute Lymphozytenzahlen

Für den Untersuchungszeitraum des Versuchs I wird für die Gesamtheit der Versuchstiere ein Mittelwert von

$$11{,}450 \times 10^9 \text{ Lymphozyten / 1 Blut}$$

ermittelt (Tab. 11). Der Variationskoeffizient beträgt 38,6 %. Die Grenzwerte liegen zwischen 9,677 bis 17,403 (V = 24,92 bis 51,86 %).

Die Werte der drei Versuchsgruppen liegen dicht beieinander, und zeigen weder in einer einfachen Varianzanalyse haltungsbedingte Unterschiede noch signifikante Unterschiede im Vergleich miteinander (Tab. 2). Der Variationskoeffizient bei Auslauftieren liegt deutlich über dem von Boden- bzw. Käfighennen (V_A = 47,0 %; V_B = 35,6 % und V_K = 32,0 %).

Die einzelnen Haltungsformen haben folgende Grenzbereiche:

Auslaufhennen:	7,723 bis 25,735 (V = 15,59 bis 56,92 %)
Bodenhennen:	8,065 bis 15,891 (V = 14,16 bis 42,39 %)
Käfighennen:	8,597 bis 14,863 (V = 14,16 bis 42,39 %).

Für die Gesamtheit der Versuchstiere besteht eine signifikante ($p < 1$ %) positive Regression zum Untersuchungszeitpunkt, die vom 2. Untersuchungszeitraum getragen wird, (Tab. 3.5).

Die Abhängigkeit zum Testtag der einzelnen Haltungsgruppen entspricht den unter der Leukozytenzahl besprochenen Ergebnissen.

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

In Versuch II zeigen die absoluten Lymphozytenzahlen von Auslauf- und Käfighennen kein von der Norm abweichendes Verhalten, während die Tiere in Bodenhaltung mit dem ersten und dem 21-Stunden-Meßwert über der Normgrenze liegen.

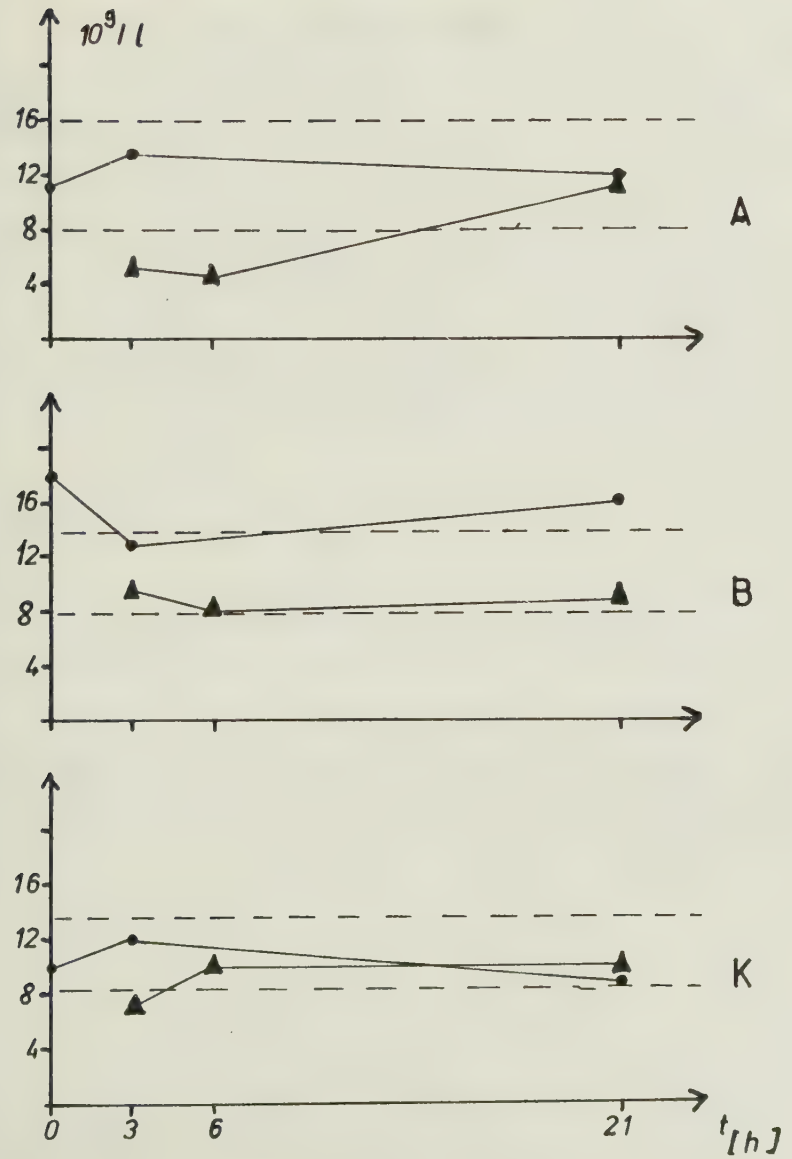
Nach Adrenalininjektion liegt der 3- und 6-Stunden-Wert bei Auslaufhennen unter dem Referenzbereich und bei Käfighennen nur der 3-Stunden-Wert (Abb. 11).

Insgesamt liegen die Lymphozytentotalzahlen der drei Betriebsformen eng beieinander. Haltungsunterschiede bestehen nicht, und nach Belastung zeigen nur die Auslaufhennen ein Absinken der Werte nach Adrenalininjektion.

./.

Abb. 11: Lymphozyten (absolut)

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich- - - -, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K



4.3.3 Absolute Heterophilenzahlen

Das arithmetische Mittel aller im Versuch stehenden Hennen für den Untersuchungszeitraum von Versuch I beträgt

$$2{,}936 \times 10^9 \text{ Heterophile / l Blut;}$$

(V = 70,6 %), (Tab. 11). Die Grenzbereiche liegen zwischen 1,863 - 5,161 (V = 4,56 - 113,51 %). Hennen in Bodenhaltung haben die höchsten Heterophilenzahlen mit dem geringsten Variationskoeffizienten ($3{,}147 \times 10^9$; V = 63,9 %), gefolgt von Auslaufhennen ($2{,}910 \times 10^9$; V = 1,7 %) mit dem höchsten Variationskoeffizienten. Käfighühner rangieren mit $2{,}768 \times 10^9$ Heterophilen am Ende (V = 64,8 %).

Unterschiede in der Haltungsform (Varianzanalyse) wurden nicht gefunden. Im Vergleich untereinander sind signifikant lediglich Boden- von Käfighennen unterschiedlich (Tab. 2).

Die Grenzwerte für die einzelnen Aufstallungsformen lauten:

Auslaufhennen:	1,516 - 8,987 (V = 25,55 - 82,56 %)
Bodenhennen:	1,292 - 5,631 (V = 25,87 - 85,12 %)
Käfighennen	1,268 - 4,592 (V = 36,12 - 98,32 %).

In ihrer Gesamtheit zeigen die untersuchten Hennen keine signifikante Abhängigkeit zum Testtag, während Käfighennen eine signifikant negative und Auslaufhennen eine signifikant positive Regression aufweisen (Tab. 3.5).

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Trinkwasserentzug bewirkt bei keiner der drei Gruppen eine Veränderung der Heterophilenzahlen (Abb. 12).

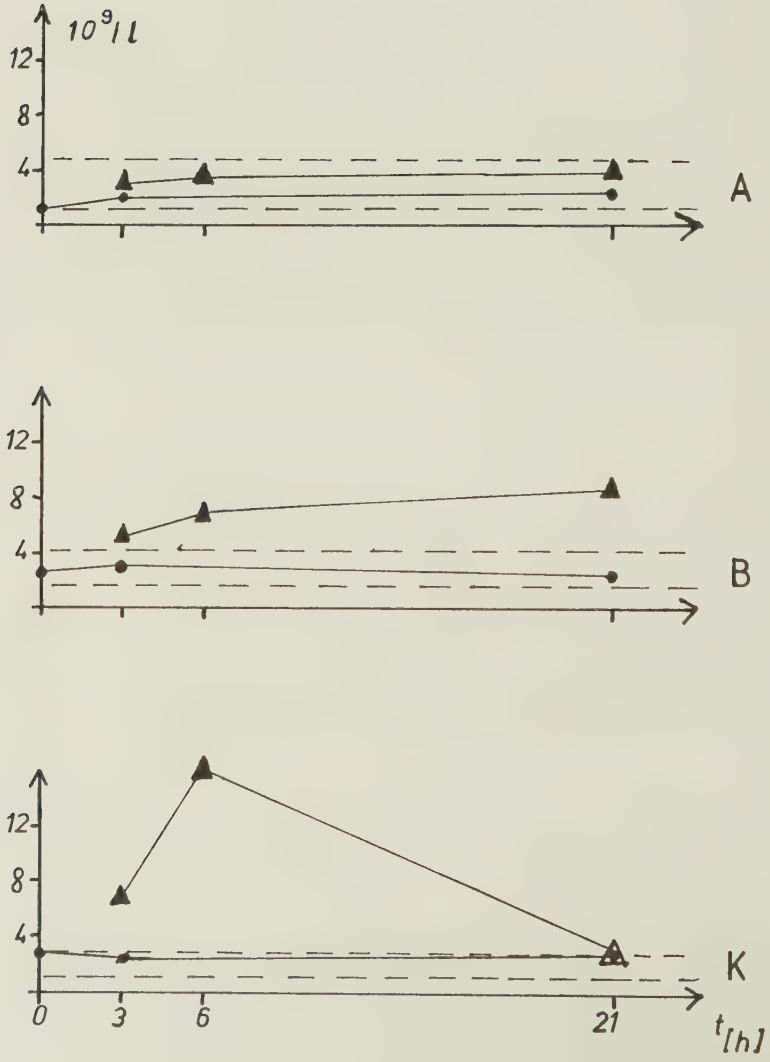
Nach Adrenalininjektion zeigen Boden- und Käfighennen deutlich erhöhte Werte, die bei Käfighennen zum 6-Stunden-Wert und bei Bodenhennen zum 21-Stunden-Wert ihr Maximum haben. Die Erhöhung beträgt jeweils das 7-fache (Käfig) bzw. das 3-fache (Boden) zu den jeweiligen Bezugsmittelwerten. Auslaufhennen liegen im Normalbereich.

Haltungsbedingte Unterschiede wurden bei den absoluten Heterophilenzahlen nicht gefunden. Die Variationskoeffizienten liegen bei allen Haltungsformen über 60 %, bei Auslaufhennen sogar bei 80 %. Im Belastungsversuch zeigen die beiden Intensivhaltungen deutliche Erhöhung der Werte, die im Reaktionsausmaß bei Käfighennen stärker ist.

./.

Abb. 12: Heterophile (absolut)

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich– – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig



4.3.4 Absolute Monozytenzahlen

Der Mittelwert aller Versuchstiere über den Zeitraum von Versuch I wird auf

$$0{,}507 \times 10^9 \text{ Monozyten / 1 Blut}$$

errechnet (V = 70,6 %), (Tab. 11). Der Grenzwertbereich liegt zwischen $0{,}261 - 0{,}860 \times 10^9$ (V = 43,03 bis 117,57 %).

Die Hennen in Bodenaufstallung haben mit 0,540 (V = 69,9 %) die höchsten Monozytenzahlen, gefolgt von Auslaufhennen mit 0,499 (V = 69,2 %) und Käfighennen mit $0{,}484 \times 10^9$ Zellen pro Liter Blut (V = 72,4 %).

Die Variationsbereiche gleichen in etwa den Heterophilenkoeffizienten. Haltungsbedingte Unterschiede, sowie signifikante Unterschiede zwischen den Betriebsformen konnten nicht ermittelt werden (Tab. 2).

Die Grenzwerte für die einzelnen Versuchsgruppen lauten:

Auslaufhennen:	0,100 - 0,945 x 10^9/1 Blut	(V = 30,14-160,98 %
Bodenhennen:	0,208 - 1,034	"	(V = 40,09-106,56 %
Käfighennen:	0,081 - 0,918	"	(V = 28,12-134,07 %

Für die Gesamtheit des Tiermaterials bestand keine signifikante Regression zum Testtag; bei Käfighennen läßt sich für den gesamten Untersuchungszeitraum eine mit $p < 1$ % signifikante Abhängigkeit erkennen (Tab. 3.5).

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Eine Reaktion der absoluten Monozytenzahlen auf die Belastungsversuche ist, bedingt durch die hohe Standardabweichung, bei keiner Haltungsform zu erkennen.

Die Monozytenabsolutzahlen der drei Haltungsformen in Versuch I liegen um

$$0{,}5 \times 10^9 \text{ Zellen / 1 Blut}$$

und sind bei Bodenhaltung gering höher ($0{,}54 \times 10^9$). Der Variationskoeffizient beträgt etwa 70 %. Haltungsbedingte Unterschiede bestehen nicht, und auch innerhalb der Gruppen liegen keine signifikanten Unterschiede vor.

Belastungsversuche zeigen keine Abweichung der Werte von der Norm.

./.

4.3.5 Absolute Eosinophilenzahlen

Das arithmetische Mittel aller Versuchstiere im Versuch I beträgt

$$0{,}196 \times 10^9 \text{ eosinophile Granulozyten/l Blut,}$$

(V = 122,3 %). Die Grenzwerte liegen zwischen 0,058 - 0,380 x 10^9/l Blut (V = 66,86 - 150,52 %), (Tab. 11).

Bodenhennen haben höhere Werte als Auslauf- und Käfighennen. Letztere haben einen deutlich geringeren Variationskoeffizienten. Auf das Haltungssystem zurückzuführende Unterschiede sind nicht signifikant, im t-Test zeigen sich keine signifikanten Abweichungen (Tab. 2).

Die Grenzwerte betragen für:

Auslaufhennen: 0,038 - 0,558 x 10^9 Zellen/l Blut,
(V = 23,55 - 173,42 %);

Bodenhennen: 0,018 - 0,432 x 10^9 Zellen/l Blut,
(V = 44,97 - 320,00 %);

Käfighennen: 0,023 - 0,394 x 10^9 Zellen/l Blut,
(V = 54,07 - 300,00 %).

Eine gesicherte Abhängigkeit der Werte aller Tiere zum Testzeitpunkt besteht nicht. Boden- und Auslaufhennen zeigen eine mit $p < 1$ % signifikante positive Regression zum gesamten Untersuchungszeitraum (Tab. 3.6).

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Weder auf Trinkwasserentzug noch auf Adrenalininjektion zeigen die Hennen vom Normalbereich abweichende Werte. Lediglich der erste Meßwert nach Versuch II ist bei Bodenhennen geringgradig über den Bezugsbereich erhöht (Abb. 13).

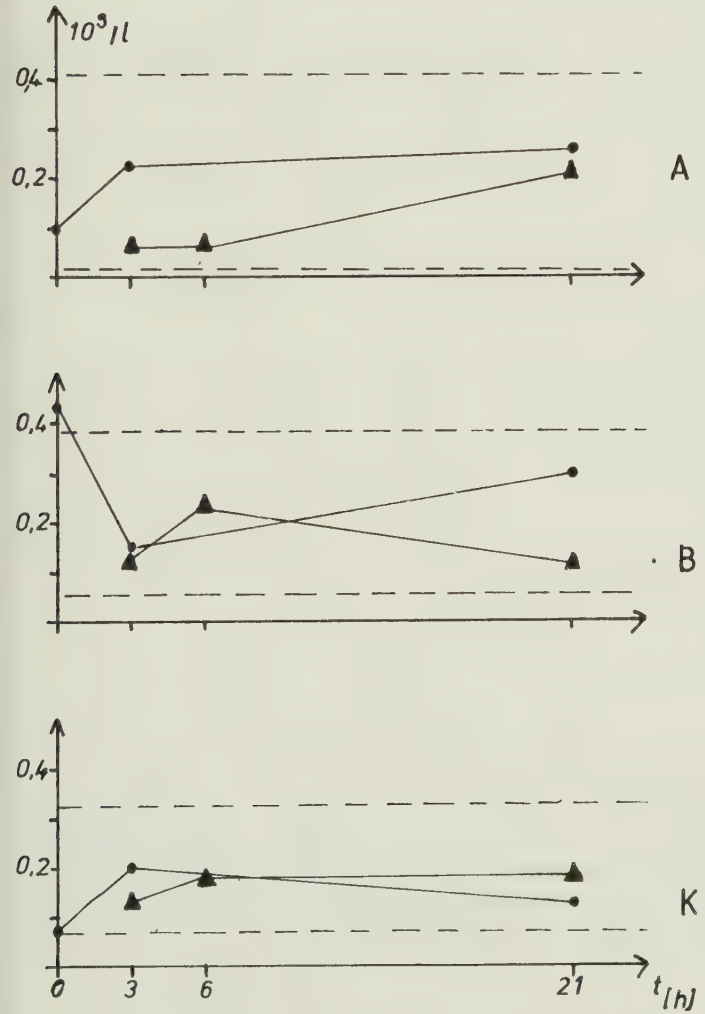
Die Werte aller drei Haltungsformen in Versuch I liegen eng beieinander und zeigen Variationskoeffizienten über 100 %. Haltungsunterschiede wurden nicht ermittelt.

Die Belastungsversuche führten zu keiner nennenswerten Veränderung der Werte.

./.

Abb. 13: Eosinophile (absolut)

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., O,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich – – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.3.6 Absolute Basophilenzahlen

Der Durchschnittswert des Versuchstierkollektivs im Versuch I errechnet sich auf

$$0{,}286 \times 10^9 \text{ Zellen / 1 Blut,}$$

(V = 86,4 %). Der Grenzbereich liegt zwischen 0,130 - 0,430 x 10^9 (V = 53,26 - 150,30 %). Käfighennen liegen in ihren Werten über Auslauf- und Bodenhennen (Tab. 11).

Der Unterschied zwischen Käfig- und Bodenhennen ist für $p < 5$ % signifikant (Tab. 2). Haltungsbedingte Unterschiede können mit Berechnung einer einfachen Varianzanalyse nicht abgesichert werden.

Auslaufhennen: 0,069 - 0,553 (V = 48,38 - 142,81 %);
Bodenhennen: 0,129 - 0,486 (V = 38,93 - 120,93 %);
Käfighennen: 0,092 - 0,546 (V = 42,30 - 144,26 %).

Eine Abhängigkeit zum Testtag wird für das gesamte Tiermaterial über den Zeitraum von Versuch I nicht ermittelt; Auslaufhennen haben eine signifikant positive und Käfigtiere eine signifikant negative Regression zum gesamten Untersuchungszeitraum (Tab. 3.6).

Versuch II u. III (Belastungen)

Versuch II und III führen zu keiner deutlichen Änderung der Basophilenwerte.

Die absoluten basophilen Granulozyten zeigen in Versuch I keine Haltungsunterschiede. Käfighennen haben gesichert höhere Werte als Bodenhennen. Eine Veränderung der Werte nach Belastung ist nicht zu erkennen.

./.

Tab. 11: Versuch I

Absolute Blutbildwerte der drei Haltungsformen sowie Gesamt nach Eingewöhnung; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen in SI-Einheiten, berechnet nach der Formel: Anzahl Leukozyten x Differentialblutbild / 100

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
Lympho-zyten	n	270	262	287	819
	$\bar{x}$	11,549	11,284	11,508	11,450
	$\pm$ s	5,424	4,013	3,677	4,422
Hetero-phile	n	270	262	287	819
	$\bar{x}$	2,910	3,147	2,768	2,936
	$\pm$ s	2,377	2,010	1,794	2,073
Mono-zyten	n	270	262	287	819
	$\bar{x}$	0,499	0,540	0,484	0,507
	$\pm$ s	0,346	0,377	0,350	0,358
Eosino-phile	n	270	262	287	819
	$\bar{x}$	0,194	0,210	0,185	0,196
	$\pm$ s	0,270	0,256	0,189	0,240
Baso-phile	n	270	262	287	819
	$\bar{x}$	0,284	0,265	0,308	0,286
	$\pm$ s	0,262	0,213	0,261	0,247

Ergebnis einer einfachen Varianzanalyse,
Variationsursache Haltungsform.

Lymphozyten	F = 0,28)	
Heterophile	F = 2,33)	
Monozyten	F = 1,77)	nicht signifikant
Eosinophile	F = 0,72)	
Basophile	F = 2,11)	

./.

4.4 Differentialblutbild

4.4.1 Lymphozyten % (Prozentsätze)

Das arithmetische Mittel aller Hennen über den Zeitraum von Versuch I beträgt 74,59 % mit einem Variationskoeffizienten von 13,7 %. Die Grenzwerte liegen zwischen 66,8 und 79,0 % (V = 11 - 21 %). Käfighennen haben mit 75,77 % (V = 12,7 %) die höchsten Werte, dicht gefolgt von Auslaufhennen mit 75,01 % (V = 13,0 %). Bei Hennen in Bodenhaltung liegen die Werte mit 72,98 (V = 15,3 %) am niedrigsten (Tab. 9.1).

In einer einfachen Varianzanalyse, bezogen auf Betriebseinflüsse, zeigen sich signifikante Unterschiede ($p < 1$ %), (Tab. 9.2).

Im Vergleich der einzelnen Haltungsformen im t-Test untereinander zeigen Hennen in Bodenhaltung mit $p < 1$ % niederere Werte auf als Käfighennen und mit $p < 5$ % geringere Prozentsätze als Auslaufhennen. Auslauf- und Käfighennen unterscheiden sich nicht signifikant (Tab. 2).

Das Kurvenbild der drei Aufstallungsformen zeigt weitgehendst gleichgerichtete, intervallartige Schwankungen. Um den 14. bis 17. Testtag divergieren die Mittelwerte der Käfighennen von denen der anderen Haltungen mit hohem Lymphozytenprozentsatz am 15. Testtag, der nur von den Hennen in Bodenhaltung am 28. Testtag noch gering übertroffen wird (Abb. 14).

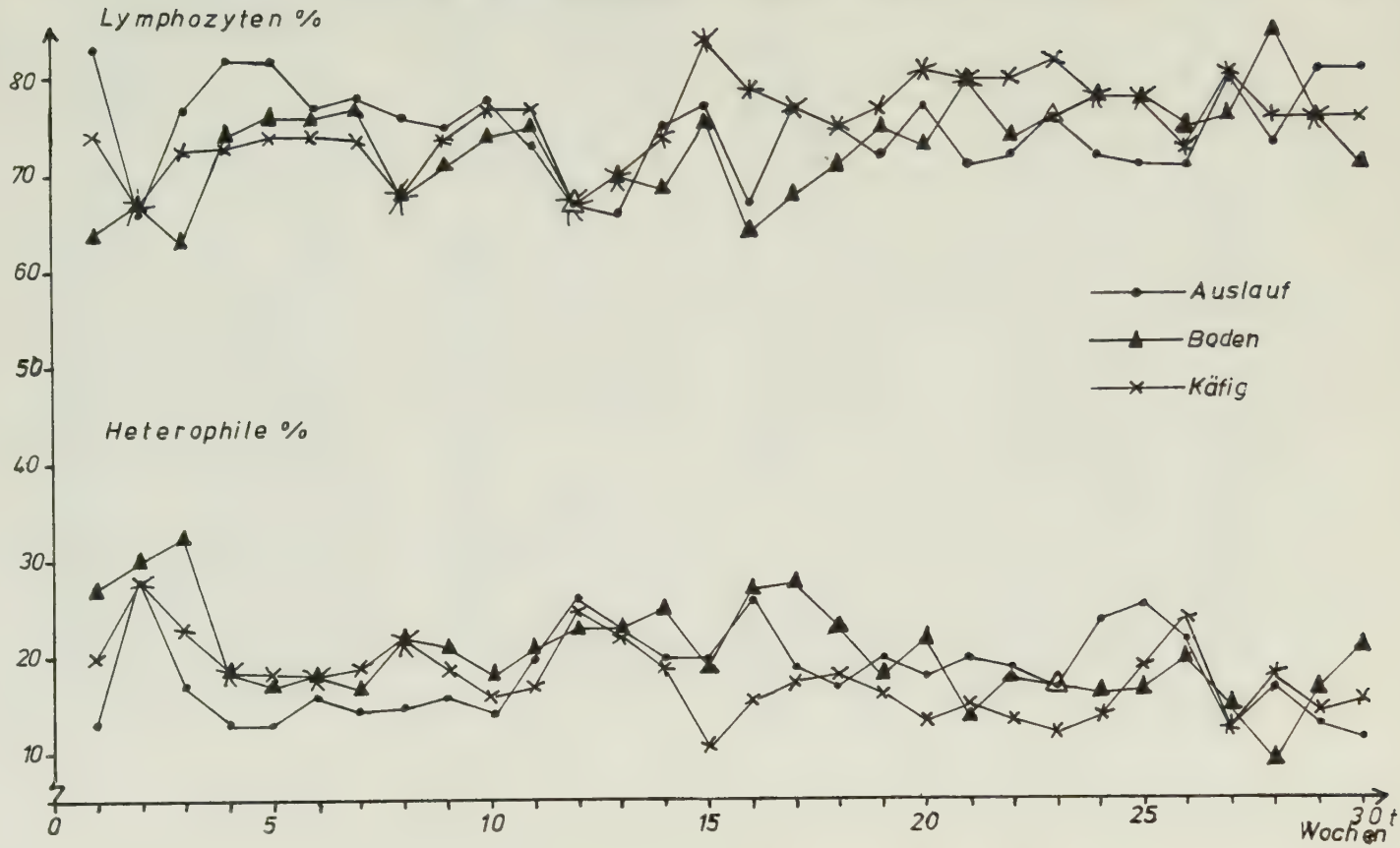
Die Grenzwerte für die einzelnen Haltungsformen liegen

bei Auslaufhennen bei 66,3 - 83,4 % (V = 3 - 23 %);
bei Bodenhaltungshühnern 62,8 - 84,9 % (V = 7 - 24 %);
bei Käfighennen von 67,2 - 84,2 % (V = 5 - 22 %);

(vgl. Anhang A VI).

./.

Abb. 14: Kurvenverlauf der Lymphozyten % und Heterophilen % im Versuch 1 (1. bis 30. Testwoche)



Für die Gesamtheit der Betriebe besteht über den gesamten Zeitraum eine positive, signifikante ($p < 1$ %) Regression zu den Testtagen, die auf den zweiten Testzeitraum zurückzuführen ist ($p < 5$ %). Dies ist nicht einheitlich für alle Betriebe; Hennen in Käfig- und Bodenhaltung zeigen eine positive, signifikante Abhängigkeit für den gesamten Zeitraum, Auslaufhennen hingegen eine nicht signifikante, negative Regression für alle Testtage, die jedoch im ersten Abschnitt mit $p < 1$ % signifikant ist (Tab. 3.2).

Versuch II u. III (Belastungen)

Beim Versuch II (Wasserentzug) liegen Bodenhennen im Normalbereich, Auslaufhennen im O-Wert gering über und Käfighennen im 21-Stunden-Wert gering unter dem Normalbereich (Tab. 12.1).

Nach Adrenalininjektion (Versuch III) liegen alle drei Meßwerte bei allen drei Haltungsformen deutlich unter dem Normalbereich, wobei nach 6 Stunden ein Tiefstwert erreicht wird, der nur bei Bodenhaltungshennen auch noch nach 21 Stunden p. i. noch gering tiefer liegt. Auslauf- und Käfighennen zeigen zu diesem Zeitpunkt wieder im unteren Bereich angesiedelte Normalwerte. Die Reaktion ist bei Käfighennen am ausgeprägtesten (Tab. 12.2), (Abb. 15).

Zum Überblick kann gesagt werden, daß Bodenhaltungshennen deutlich in den Lymphozytenprozentsätzen unter denen der beiden verglichenen Haltungssysteme liegen. Die Variation innerhalb der Gruppen reicht von 3 - 24 %. Die Wasserentzugsbelastung führte zu keiner augenscheinlichen Veränderung, während die Adrenalininjektion alle Lymphozytenwerte zum Zeitpunkt 3 und 6 Stunden p. i. stark zum Absinken brachte, wobei die Käfigtiere am heftigsten reagierten und Bodenhaltungshennen auch nach 21 Stunden noch nicht wieder Normalwerte erreicht hatten.

./.

Tab.: 12.1 Versuch II

Differentialblutbild (%)

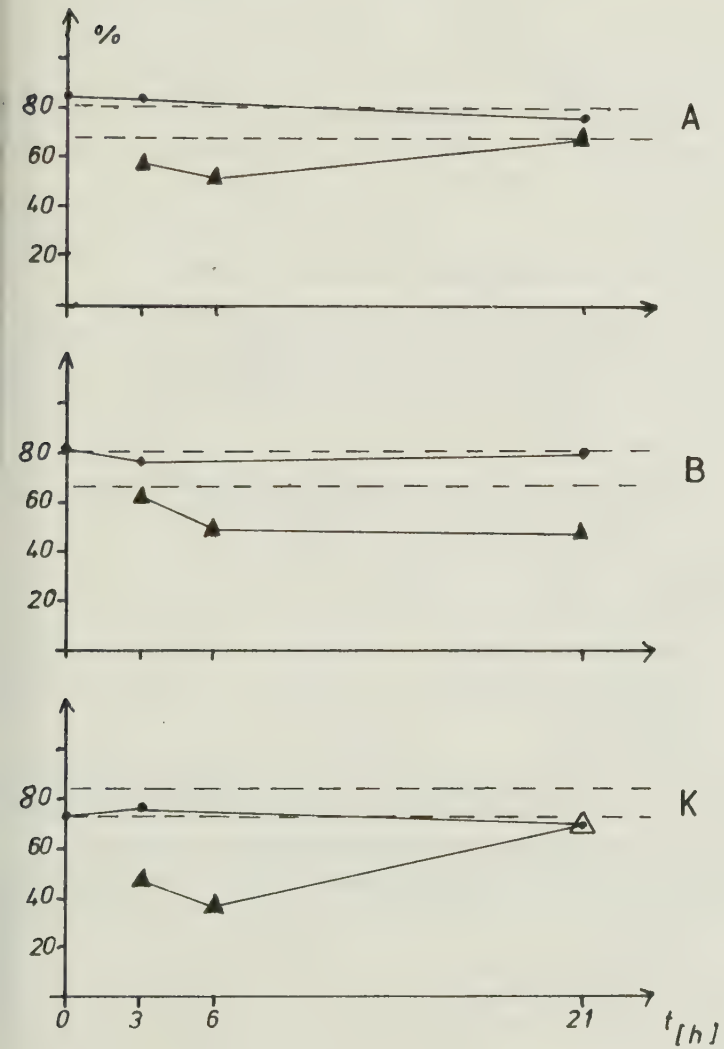
Zeit nach Belastung		0 Std.			3 Std.			21 Std.		
Parameter	Haltungsform	Auslauf	Boden	Käfig	Auslauf	Boden	Käfig	Auslauf	Boden	Käfig
Lymphozyten	$\bar{x}$	83,55	81,00	72,89	82,83	76,61	76,15	76,15	80,61	69,80
	$\pm s$	8,65	11,47	8,13	5,06	9,38	6,66	12,74	7,35	14,50
Heterophile	$\bar{x}$	9,95	12,25	17,72	11,33	18,06	15,60	15,80	12,50	21,95
	$\pm s$	7,07	10,57	8,36	5,30	7,82	7,07	11,06	5,65	13,93
Monozyten	$\bar{x}$	3,60	2,65	5,50	3,22	2,28	4,75	3,50	3,56	5,15
	$\pm s$	1,49	1,20	2,85	1,54	1,06	2,49	1,07	2,26	3,37
Eosinophile	$\bar{x}$	0,80	2,00	0,44	1,33	0,89	1,25	1,65	1,50	0,90
	$\pm s$	0,59	1,55	0,68	0,75	0,60	1,46	1,29	1,68	0,81
Basophile	$\bar{x}$	1,80	1,55	3,44	1,28	2,17	2,35	2,45	1,83	1,38
	$\pm s$	1,32	1,44	1,57	0,51	1,12	1,00	1,09	1,35	1,20

Tab.: 12.2 Versuch III
Differentialblutbild (%)

Zeit nach Belastung		3 Std.			6 Std.			21 Std.		
Parameter	Haltungsform	Auslauf	Boden	Käfig	Auslauf	Boden	Käfig	Auslauf	Boden	Käfig
Lymphozyten	$\bar{x}$	58,39	62,00	46,85	51,70	49,55	35,90	68,85	47,60	70,06
	$\pm s$	12,71	14,45	11,98	15,37	18,45	13,38	16,25	13,12	6,71
Heterophile	$\bar{x}$	34,00	32,80	44,95	41,90	42,60	58,20	24,20	46,95	22,56
	$\pm s$	12,60	13,58	11,85	16,72	18,79	14,30	15,33	13,32	7,71
Monozyten	$\bar{x}$	5,00	3,20	5,80	3,55	5,10	4,35	4,25	4,55	3,40
	$\pm s$	3,12	2,24	3,93	2,37	1,97	2,85	2,20	4,17	2,04
Eosinophile	$\bar{x}$	0,67	0,75	0,85	0,65	1,40	0,65	1,25	0,60	1,25
	$\pm s$	0,83	1,01	0,63	0,71	1,17	1,40	1,65	0,66	1,27
Basophile	$\bar{x}$	2,67	1,50	2,15	2,20	1,90	1,05	1,45	1,55	2,30
	$\pm s$	1,15	1,03	0,88	1,27	0,66	0,76	1,17	0,76	1,36

Abb. 15: Lymphozyten %

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich – – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.4.2 Heterophile (Prozentsätze)

Die berechneten Mittelwerte aller Hennen im Untersuchungszeitraum von Versuch I belaufen sich auf 18,82 % (V = 50,4 %), (Tab. 9.1). Die Grenzwerte reichen von 13,4 % bis 28,6 % (V = 35 - 65 %). In analog, umgekehrter Beziehung zu den Lymphozytenprozentsätzen findet man bei den Tieren in Bodenhaltung höchste (20,31 %, V = 51,9 %) und bei Käfighennen niedrigste Werte (17,78 %, V = 50,0 %). Der Variationskoeffizient ist bei den Auslaufhennen deutlich geringer (V = 47,8 %).

Haltungsbedingte Unterschiede bestehen nach einer Varianzanalyse mit $p < 1$ %, (Tab. 9.2).

Hennen in Bodenhaltung haben signifikant ($p < 1$ %) höhere Werte als Käfighennen und Auslaufhennen ($p < 5$ %). Käfigtiere zeigen keine signifikanten Unterschiede zur extensiven Haltungsform (Tab. 2).

Der Kurvenverlauf entspricht spiegelbildlich dem der Lymphozytenprozentsätze. (Abb. 14).

Die Grenzwerte liegen:

bei Auslaufhennen zwischen 11,5 - 28,2 %, (V = 19 - 178 %);
bei Bodenintensivhaltung 8,9 - 32,5 %, (V = 27 - 63 %);
bei Käfigtieren bei 11,4 - 27,8 %, (V = 28 - 58 %);
(vgl. Anhang A VII)

Die Regressionen zu den Testtagen verhalten sich umgekehrt wie die Lymphozytenprozentsätze mit Ausnahme der Auslaufhennen, bei denen im 2. Zeitabschnitt eine mit $p < 1$ % abgesicherte, negative Abhängigkeit besteht, während der 1. Testzeitraum nicht signifikant, positiv ist (Tab. 3.2).

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Versuch II zeitigt keine deutlichen Abweichungen vom Normalbereich. Auslaufhennen liegen zum ersten Blutentnahmezeitpunkt gering unter dem 2s-Bereich (Tab. 12.1).

Adrenalininjektion führte zu einer spiegelbildlichen Reaktion, wie sie bei den Lymphozytenprozentsätzen beschrieben wird. Die Werte liegen oberhalb des Normalbereichs mit 6-Stundenspitze. Lediglich die Bodentiere übersteigen diesen Wert noch mit dem 21-Stunden-Wert (Tab. 12.2), (Abb. 16).

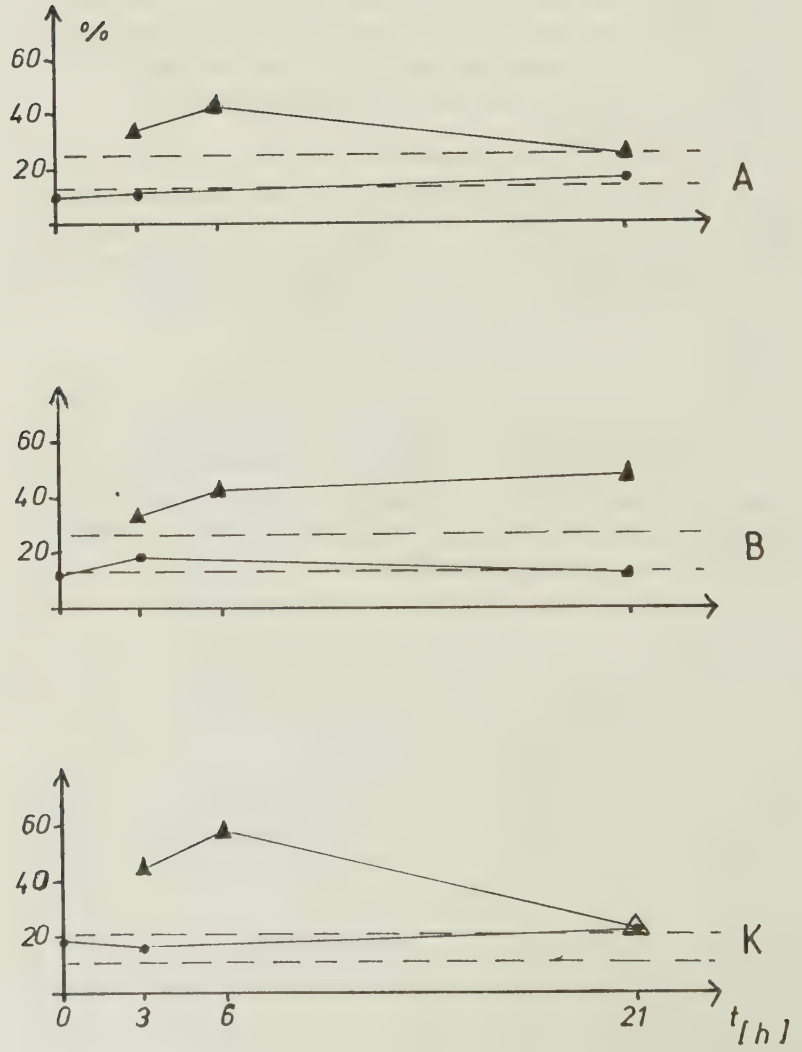
In einer Übersicht läßt sich sagen, daß die Heterophilenprozentsätze von Bodenhaltungshennen deutlich über denen der beiden verglichenen Haltungssysteme liegen. Der Schwankungsbereich liegt für alle Betriebsformen zwischen 19 und 78 %.

Während ein 10-stündiger Wasserentzug keinen nennenswerten Einfluß auf die Heterophilen zeigt, steigen sie nach Adrenalininjektion deutlich an, um sich nach 21 Stunden wieder beruhigt zu haben. Bodenhaltungshennen lediglich zeigen zu diesem Zeitpunkt sogar die höchsten Werte.

./.

Abb. 16: Heterophile %

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich– – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig



4.4.3 Monozyten (Prozentsätze)

Der Wert des arithmetischen Mittels aller Hennen für den 30-wöchigen Untersuchungszeitraum beläuft sich auf 3,40 % (V = 63,5 %). Die Grenzwerte schwanken zwischen 1,7 und 5,5 (V = 34,93 - 131,68 %). Hühner in Bodenhaltung haben höchste Werte mit 3,60 (V = 62,5 %), gefolgt von Auslaufhennen mit 3,42 (V = 64,1 %) und Käfigtieren mit 3,18 (V = 63,6 %). Diese Unterschiede sind nicht statistisch abzusichern. Innerhalb der Haltungssysteme ergeben sich folgende Grenzwerte:

Auslaufhennen	0,8 - 5,9 %	(V = 34,22 - 146,88 %);
Bodenhaltungstiere	1,5 - 5,6 %	(V = 34,19 - 115,43 %);
Käfighennen	0,6 - 5,7 %	(V = 31,39 - 130,58 %).

Die Regressionen zum Testtag ergeben für alle Tiere über die Dauer der 30 Testtage signifikante ($p = < 1$ %), negative Abhängigkeiten, die sich jedoch in den jeweiligen Abschnitten betrachtet als signifikant, positiv darstellen. Dieses Bild finden wir bei den Regressionen zum Testtag bei den Auslauftieren wieder, während Bodenhaltungstiere und Käfighennen nur bei der Gesamtheit der Testtage eine signifikant, negative Abhängigkeit aufweisen, in den einzelnen Abschnitten betrachtet jedoch Abweichungen zeigen (Tab. 3.3)

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Bei Auslauf- und Bodenhaltungshennen liegen die Werte von Versuch II im Normalbereich, während bei Käfigtieren alle drei Werte oberhalb des Normalbereichs liegen (Tab. 12.1).

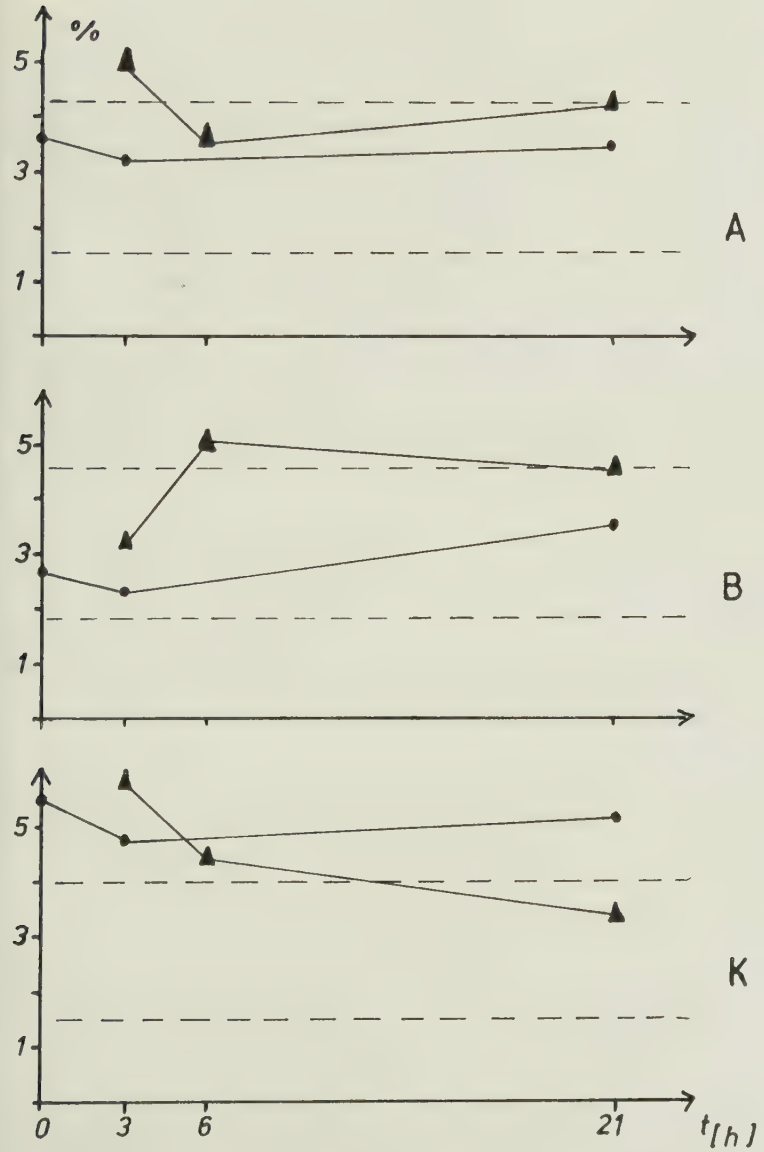
Adrenalininjektion führte zu keiner einheitlichen Reaktion der Monozytenprozentsätze; während Auslaufhennen nur den ersten Wert (3 Stunden p. i.) über dem 2s-Bereich haben, ist bei Käfigtieren dies auch noch bei der zweiten Blutentnahme der Fall. Bei Bodenhaltungshennen steigt nur der zweite Wert über den Normalbereich (Tab. 12.2), (Abb. 17).

Deutliche Haltungsunterschiede der Monozytenprozentsätze in Versuch I können nicht gefunden werden. Der Variationsbereich reicht von 31 - 147 %. Auf Belastung reagieren die Käfigtiere mit deutlich erhöhten Werten über dem Normalbereich sowohl bei Wasserentzug als auch bei Adrenalininjektion.

./.

Abb. 17: Monozyten %

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich– – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.4.4 Eosinophile (Prozentsätze)

Die Gesamtheit des Tiermaterials über den Zeitraum von Versuch I hat einen Mittelwert von 1,28 % (V = 100,3 %) mit Grenzwerten von 0,4 - 2,2 % (V = 50,19 - 148,31 %).

Beim Vergleich der Haltungssysteme miteinander zeigen Bodenhaltungshennen höchste Werte (1,34 %; V = 102,2 %). Auslauf- (1,26 %; V = 107,9 %) und Käfighennen (1,23 %; V = 89,4 %) sind dicht beieinander, wobei bei den Käfigtieren der etwas geringere Variationskoeffizient auffällt. Die Unterschiede sind nicht signifikant.

Die Grenzwerte lauten wie folgt:

Auslaufhennen	0,2 - 2,5 % (V = 29,97 - 198,65 %);
Bodenhaltungshennen	0,1 - 3,0 % (V = 41,26 - 316,00 %);
Käfighennen	0,1 - 2,3 % (V = 43,3 - 300,00 %).

Die Versuchstiere zeigen in ihrer Gesamtheit eine signifikante ($p < 1$ %), positive Abhängigkeit zu den Testtagen, die auch bei den einzelnen Haltungssystemen zum Ausdruck kommt, wobei Signifikanzen nur im ersten Abschnitt zu finden sind (Tab. 3.3).

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

Lediglich Käfighennen liegen mit dem ersten Wert nach Wasserentzug unter dem 2s-Bereich, bleiben aber mit den folgenden Werten im unteren Normalbereich. Bei Auslauf- und Bodenhaltungshennen liegen alle Werte im Normalbereich, wenn auch vorwiegend im unteren Bereich (Tab. 12.1).

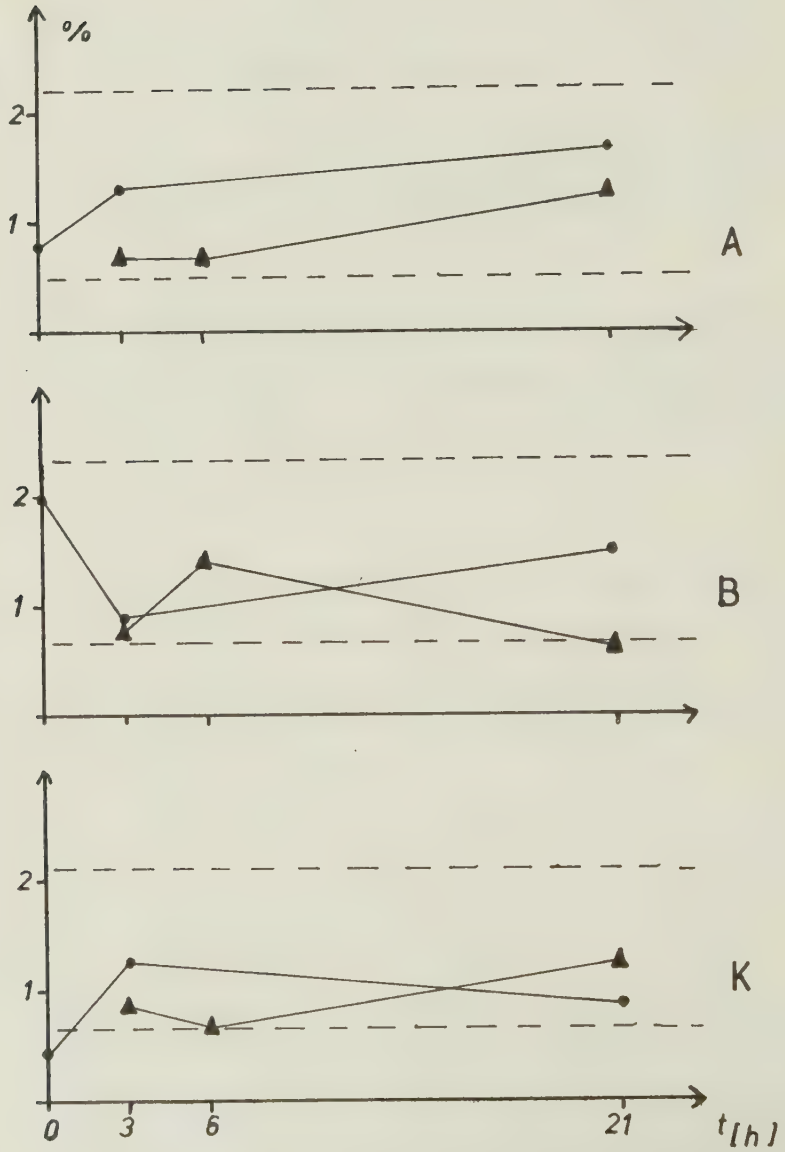
Auf Adrenalininjektion liegen die Werte aller Meßzeitpunkte im unteren Normalbereich; lediglich Bodenhaltungstiere zeigen einen 24-Stunden-Wert, der gering darunter liegt (Tab. 12.2), (Abb. 18).

Insgesamt zeigen die Eosinophilen keine deutlichen Haltungsunterschiede. Auf Belastung stellen sich die Werte zwar im unteren Normbereich ein, verlassen ihn jedoch nicht wesentlich.

./.

Abb. 18: Eosinophile %

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich– – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (



4.4.5 Basophile (Prozentsätze)

Die basophilen Granulozyten aller Versuchstiere über den Zeitraum von 30 Wochen haben einen Mittelwert von 1,91 % (V = 77,0 %). Der niedrigste Wert liegt bei 0,8%, der höchste bei 2,9 % (V = 46,5 - 119,54 %). Vergleicht man die Aufstallungsformen untereinander, so erkennt man höhere Durchschnittswerte bei den Käfighennen mit 2,04 % (V = 75,0 %) als bei Auslauftieren mit 1,89 % (V = 79,4 %) und bei Hennen in Bodenhaltung (1,78 %; V = 77,0 %). Wie auch bei den eosinophilen Leukozyten ist die Schwankungsbreite der Käfighennen geringer als bei beiden anderen Haltungsformen, und die Unterschiede sind nicht statistisch abzusichern.

Die Minimum- und Maximumwerte liegen bei den Auslaufhennen zwischen 0,3 und 3,6 % (V = 35,14 - 150,75 %), bei den Bodenhaltungstieren zwischen 0,8 und 3,1 % (V = 43,69 - 122,33 %) und bei Käfighaltung im Bereich von 0,6 - 3,1 % (V = 37,04 - 133,30 %). Die Regressionen zum Testtag sind für alle Tiere über den gesamten Untersuchungszeitraum positiv, aber nicht signifikant; lediglich bei den Auslaufhennen ergibt sich mit $p < 1$ % eine positive, signifikante Abhängigkeit (Tab. 3.3).

./.

Versuch II u. III (Belastungen)

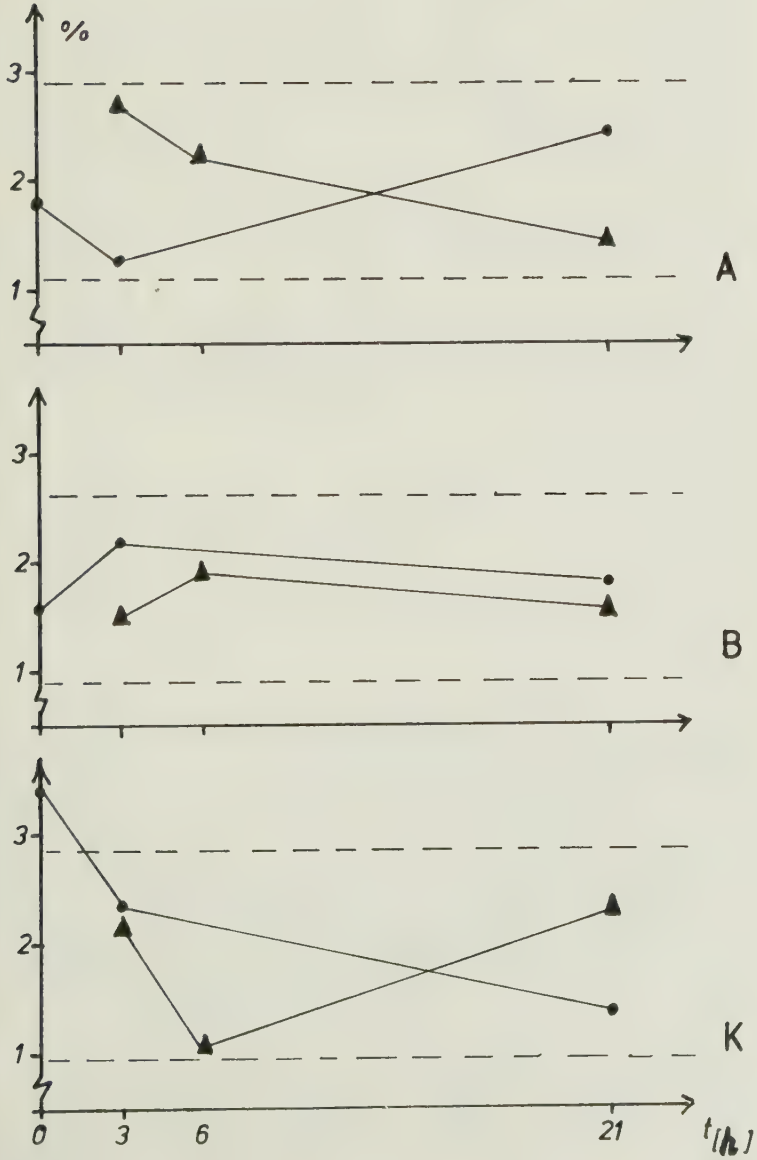
Weder auf Belastungen durch Versuch I noch II wird eine deutliche oder einheitliche Reaktion beobachtet. Lediglich der erste Meßzeitpunkt bei Käfighennen nach Wasserentzug liegt über dem 2s-Bereich (Tab. 12.1, 12.2), (Abb. 19).

Zusammenfassend zeigen basophile Granulozyten keine augenfälligen Haltungsabhängigkeiten. Der Variationsbereich liegt zwischen 35 und 151 %. Belastungen beeinflussen die Werte nicht.

./.

Abb. 19: Basophile %

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich– – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.4.6 Leukozytenindex

Das Verhältnis von heterophilen Granulozyten zu Lymphozytenprozentsätzen beträgt für die Gesamtheit des Tiermaterials 0,278 (V = 73,7 %) mit Grenzwerten zwischen 0,500und 0,178 (V = 98,35 - 44,25 %). Den höchsten Index haben die Bodenhaltungshühner mit 0,311 (V = 73,6 %), gefolgt von den Auslauftieren mit 0,268 (V = 69,8 %) und den Käfighennen mit 0,257 (V = 75,5 %). Der Kurvenverlauf zeigt erhebliche Schwankungen (Abb. 20a).

Die Haltungsunterschiede sind mit der einfachen Varianzanalyse mit $p < 1$ % abgesichert.

Beim Vergleich der einzelnen Haltungssysteme untereinander haben die Hennen in Bodenhaltung signifikant höhere Werte als Käfigtiere ($p < 1$ %) und Auslaufhennen ($p < 5$ %), (Tab. 2).

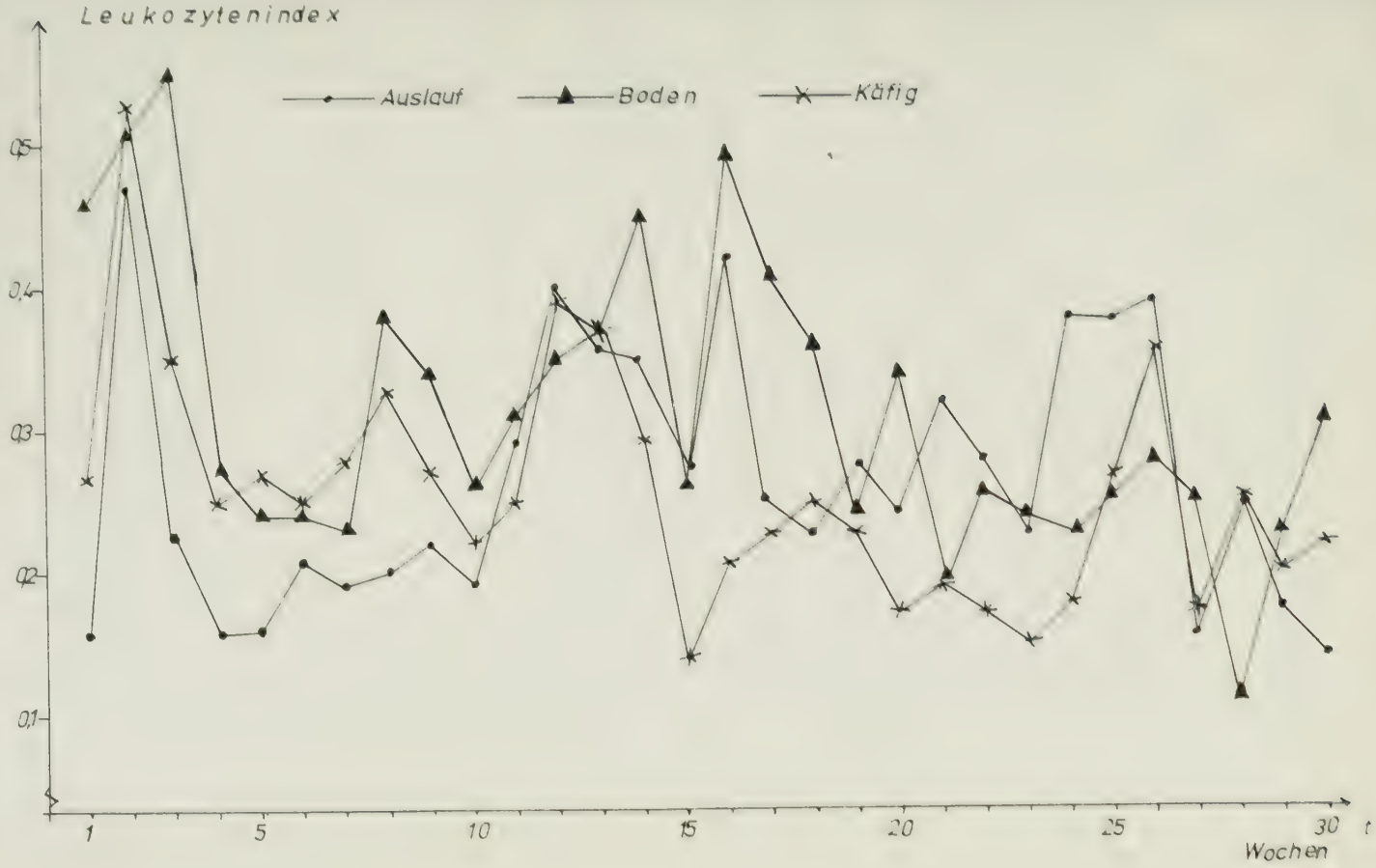
Die Grenzwerte betragen:

Auslaufhennen	0,144 - 0,419 (V = 17,41 - 119,71 %);
Bodenhaltungshennen	0,110 - 0,546 (V = 31,34 - 92,42 %);
Käfighennen	0,144 - 0,527 (V = 27,82 - 111,00%);

(vgl. Anhang A VIII).

Für die Gesamtheit der Hennen besteht eine negative, signifikante Regression zum Untersuchungszeitraum ($p < 1$ %), die vom zweiten Abschnitt bestimmt wird. Diese Erscheinung findet man für die Gesamtheit der Testtage mit gleicher Absicherung für Käfig- wie Bodenhaltungshennen wieder, während Auslaufhennen keine eindeutige Abhängigkeit zu den Testtagen zeigen; lediglich im 2. Abschnitt ist eine mit $p < 5$ % signifikante Abnahme der Werte festzustellen (Tab. 3.2).

./.


Leukozytenindex
Auslauf
Boden
Käfig
0,5
0,4
0,3
0,2
0,1
1
5
10
15
20
25
30
t
Wochen

Versuche II u. III (Belastungen)

Trinkwasserentzug führt bei keiner der drei Versuchsgruppen zu wesentlichen Veränderungen (Abb. 20b). Nach Adrenalininjektion hingegen zeigen die drei Gruppen starke Anstiege. Die Maximalwerte liegen bei Auslauf- und Käfighennen nach 6 Stunden p. i., bei Bodenhennen nach 21 Stunden p. i. Der Anstieg beträgt bei Käfighennen das 7,5-fache und bei Boden- und Auslaufhennen das 3-fache des Bezugsmittelwertes.

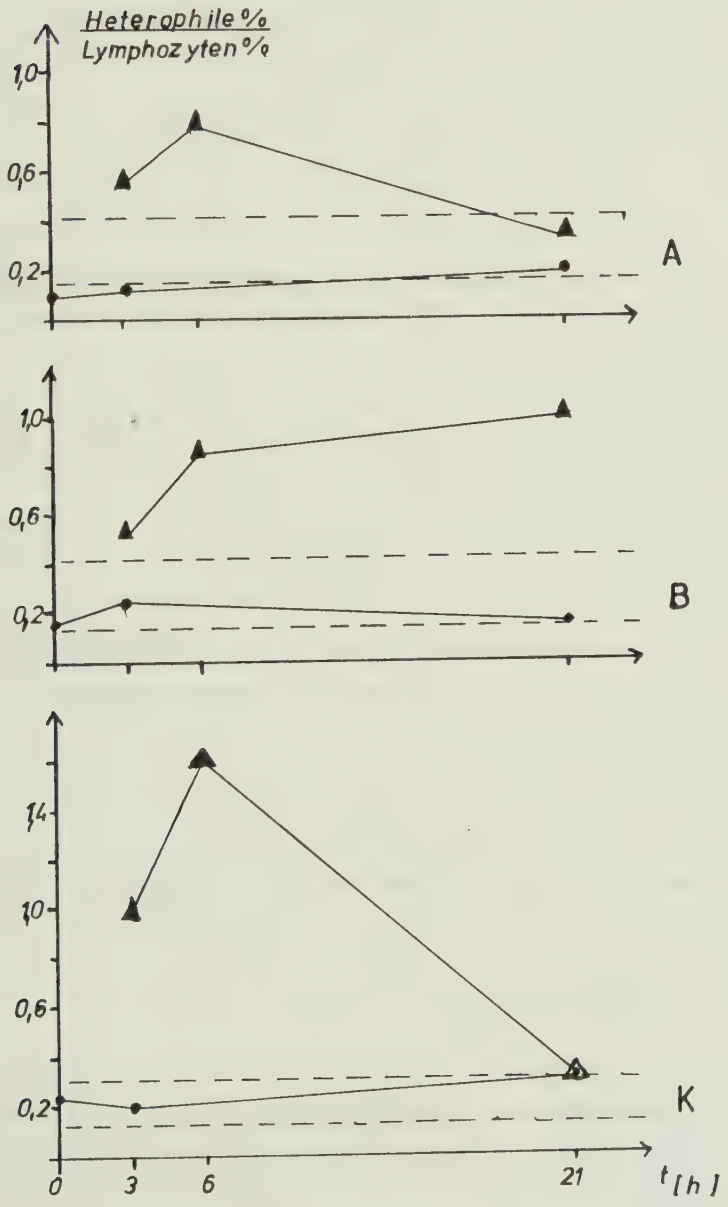
Insgesamt läßt sich feststellen, daß ein haltungsbedingter Unterschied besteht.

Während Trinkwasserentzug eine Beeinflussung nicht erkennen läßt, reagieren die drei Versuchsgruppen nach Adrenalininjektion mit einer deutlichen Erhöhung der Werte, deren Anstieg und Abfall bei den Käfigtieren besonders markant ist.

./.

Abb. 20b: Leukozytenindex

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2 s-Referenzbereich– – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.5 Glukose

4.5.1 Blutzucker

Der arithmetische Mittelwert für die Versuchstiere über die 30 Testtage des Versuchs I beträgt 8,73 mmol/l Blut mit einem Variationskoeffizienten von 24,0 %. Die Grenzwerte liegen zwischen 5,278 und 11,855 mmol/l (V =11,5 - 40,7 %).

Die höchsten Blutzuckerwerte haben die Hennen im Auslauf mit 9,48 mmol/l (V = 22,7 %), gefolgt von Tieren in Bodenhaltung mit 8,56 mmol/l (V = 22,8 %) und Käfighennen mit 8,17 mmol/l (V = 24,2 %) (Tab. 13).

In der einfachen Varianzanalyse sind die Unterschiede mit $p < 0,1$ % signifikant, bedingt durch die Haltungsform.

Im t-Test zeigen Auslaufhennen mit $p < 0,1$ % gesichert höhere Werte als Hennen in Boden- bzw. Käfighaltung. Die beiden letzten Betriebsformen unterscheiden sich signifikant ($p < 5$ %) mit höheren Werten bei der Bodenaufstallung (Tab. 4
Im Kurvenverlauf zeigen sich erhebliche Schwankungen im ersten Untersuchungsabschnitt mit gleichgerichteter Tendenz für die drei Haltungsformen; im zweiten Abschnitt ist die Schwankungsintensität geringer und auch hier für die drei Betriebe mit einer erkennbaren Gleichsinnigkeit (Abb. 21).

Die Grenzwerte für die drei Betriebe lauten:

Auslaufhennen 5,37 - 13,84 mmol/l (V = 5,8 - 22,9 %);
Bodenhaltungshennen 4,69 - 11,79 mmol/l (V = 3,4 - 20,3 %);
Käfighennen 4,52 - 11,12 mmol/l (V = 7,1 - 30,4 %);
(vgl. Anhang A IX).

./.

Tab.13 : Versuch I

Blutzucker, Plasmaglukose und Gesamtprotein der drei Haltungsformen sowie Gesamt nach Eingewöhnung; Anzahl der Tiere, Mittelwert und Standardabweichungen in SI-Einheiten

arameter		Auslauf	Boden	Käfig	Gesamt
lut-	n	240	235	248	723
ucker	$\bar{x}$	9,48	8,56	8,17	8,73
	$\pm$ s	2,15	1,95	1,98	2,10
asma-	n	237	232	247	716
ukose	$\bar{x}$	13,18	12,07	11,59	12,27
	$\pm$ s	3,04	2,82	2,83	2,97
samt-	n	239	236	244	719
otein	$\bar{x}$	58,5	60,8	57,7	59,0
	$\pm$ s	19,5	19,7	16,4	18,6

Ergebnis einer einfachen Varianzanalyse,
Variationsursache Haltungsform:

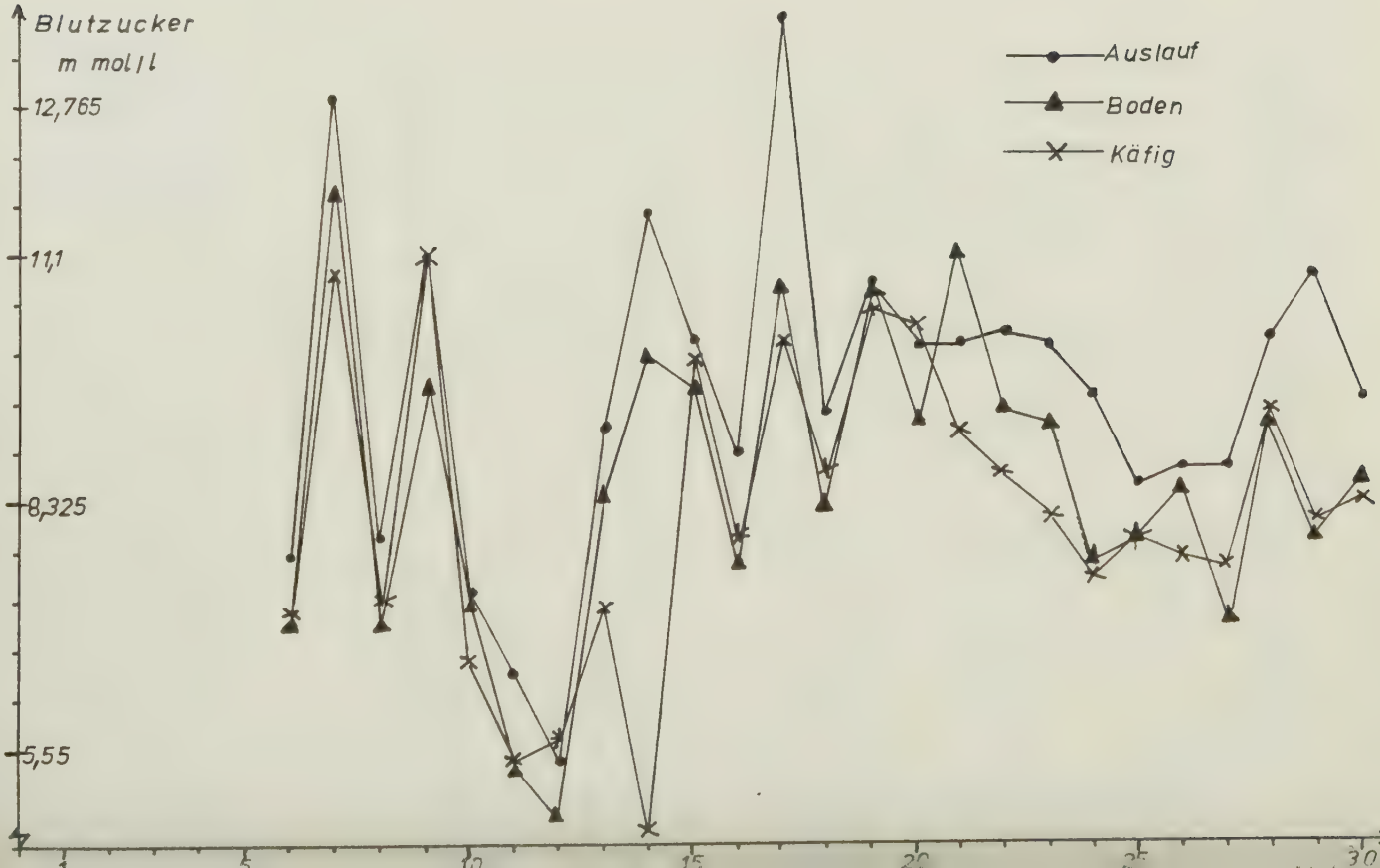
Blutzucker F = 26,58 ; $p < 0,1$ %

Plasmaglukose F = 19,04 ; $p < 0,1$ %

Gesamtprotein F = 1,72 ; nicht signifikant.

./.

Abb. 21: Kurvenverlauf der Blutzuckerwerte im Versuch I (1. bis 30. Testwoche)



Für den gesamten Untersuchungszeitraum besteht eine mit $p < 5$ % signifikante, positive Regression bei der Gesamtheit des Tiermaterials, die jedoch bei den Auslauf- und Bodenhaltungshennen in beiden Zeitabschnitten mit $p < 1$ % signifikant, negativ ist und bei Käfighennen nur im ersten Abschnitt. Jeder der drei Betriebe zeigt für den gesamten Untersuchungszeitraum steigende Glukosewerte (Tab. 3.4).

Versuche II u. III (Belastungen)

In Versuch II bleiben Boden- und Käfighennen im Normbereich. Auslaufhennen liegen mit allen drei Werten unter dem Referenzbereich (Tab. 14.1). Das Reaktionsmuster in Versuch III (Tab. 14.2) gleicht sich bei den Boden- und Käfighennen. Beide haben Maximalwerte zum 6-Stunden-Meßpunkt, die gering über dem Normalbereich liegen. Auslaufhennen liegen in ihren Werten voll im Normalbereich (Abb. 22).

Für die Blutzuckerwerte wurde eine haltungsbedingte Abhängigkeit ermittelt, wobei Hennen in extensiver Haltung signifikant höhere Werte aufwiesen als Hennen in Boden- bzw. Käfighaltung.

Trinkwasserentzug führte bei Boden- und Käfighennen zu keiner erkennbaren Veränderung, während die Auslaufhennen deutlich geringere Werte aufweisen. Nach Adrenalininjektion liegen die Boden- und Käfighennen mit den 6-Stunden-Werten am oberen Grenzbereich.

./.

Tab.: 14.1 Versuch II
Blutzucker (mmol/l)

Zeit nach Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
0 Std.	$\bar{x}$	7,89	9,58	8,35
	$\pm s$	0,49	0,79	0,46
3 Std.	$\bar{x}$	7,88	8,74	8,85
	$\pm s$	0,55	0,66	0,36
21 Std.	$\bar{x}$	8,82	8,25	7,72
	$\pm s$	1,08	1,49	0,80

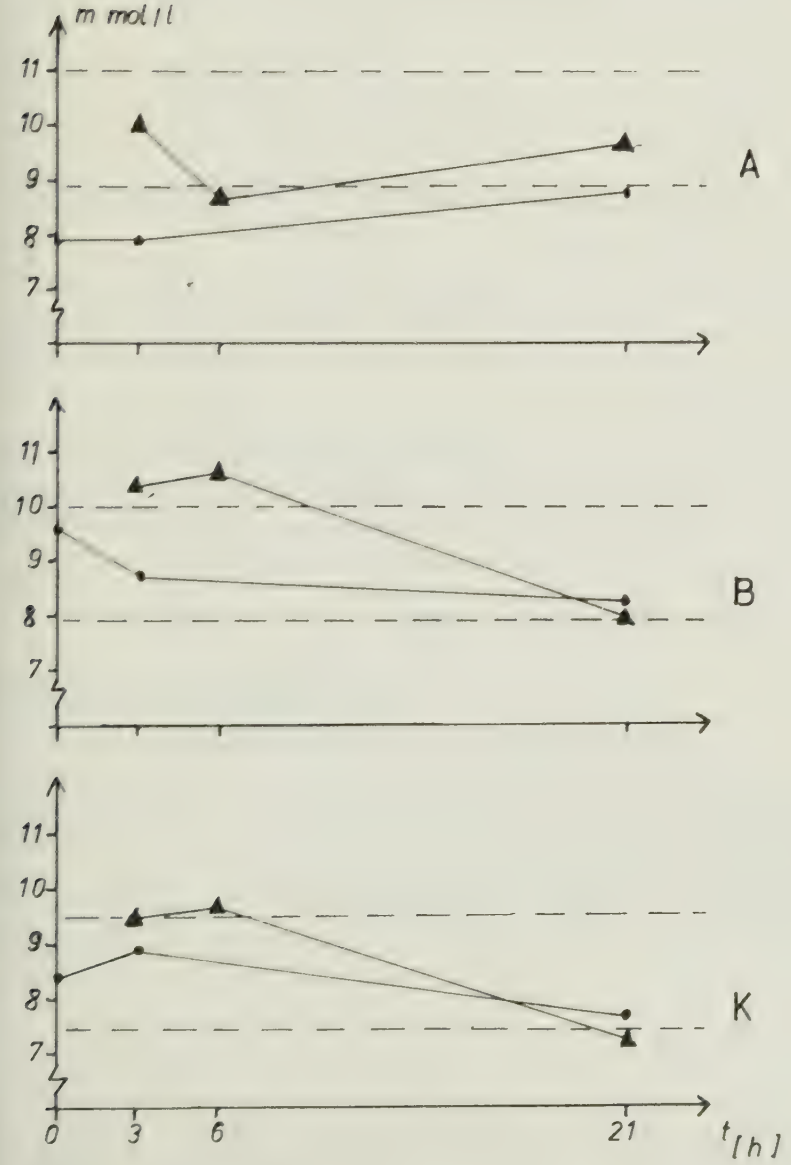
Tab.: 14.2 Versuch III

3 Std.	$\bar{x}$	10,04	10,42	9,47
	$\pm s$	0,70	0,87	1,78
6 Std.	$\bar{x}$	8,66	10,60	9,67
	$\pm s$	1,55	1,00	3,72
21 Std.	$\bar{x}$	9,72	7,96	7,22
	$\pm s$	2,00	0,50	0,99

./.

Abb. 22: Blutzucker

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2s-Referenzbereich — — —, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.5.2 Plasmaglukose

Da beim Huhn, ähnlich dem Schwein, ein zu vernachlässigender Glukosegehalt in den Erythrozyten nachzuweisen ist, wurde für die Umrechnung von Blutzucker in Plasmaglukose die Formel nach GRAUL et al. (1971) angewandt:

$$\text{Plasmaglukose} = \frac{\text{Blutzucker} \times 100}{100 - 0{,}95 \times \text{Hämatokrit}} .$$

Die nach dieser Formel errechneten Plasmaglukosewerte liegen etwa um 40 % über den Blutzuckerwerten.

Der Mittelwert aller Versuchstiere über den Zeitraum des Versuchs I beträgt 12,27 mmol/l (V = 24,2 %) mit Grenzwerten zwischen 7,45 und 16,51 mmol/l (V = 10,9 - 39,1 %), (Tab.13

Kurvenverlauf in dem Versuch I, Rangfolge, Varianzanalyse und t-Teste entsprechen den Angaben beim Blutzucker; die mit $p < 5$ % signifikant höheren Werte der Bodenhennen gegegenüber Käfighennen bei den Blutzuckerwerten unterscheiden sich mit der Plasmaglukose nicht signifikant.

Mittelwerte und Grenzbereiche:

	Mittelwert	Grenzbereich	durchschn. Variationskoeffizient	Variationsbereich
Auslaufhennen	13,18	7,76-19,28	23,1 %	7,7 - 24,3 %
Bodenhaltungshennen	12,07	6,89-16,35	23,4 %	5,0 - 17,5 %
Käfighennen	11,59	6,65-15,3	24,4 %	7,1 - 16,3 %

./.

4.6 Gesamtprotein

Der Mittelwert aller Versuchstiere für den gesamten Untersuchungszeitraum von Versuch I beträgt 58,97 g/l Blut (V = 31,56 %), (Tab. 13). Die Grenzwerte liegen zwischen 24,66 und 53,97 g/l (V = 59,77 - 69,45 %). Bodenhennen haben höchste Durchschnittswerte mit 60,76 g/l (V = 32,47 %), gefolgt von Auslaufhennen mit 58,45 g/l (V = 33,36 %) und Käfighennen mit 57,74 g/l (V = 28,45 %). Käfighennen haben einen augenfällig niedrigeren Variationskoeffizienten.

Eine einfache Varianzanalyse mit der Betriebsform als Variationsursache ergibt keine Signifikanzen (Tab. 13). Auch die einzelnen Betriebe untereinander lassen sich im t-Test nicht gesichert unterscheiden (Tab. 2).

Der Kurvenverlauf zeigt über den Untersuchungszeitraum erhebliche Schwankungen, die für die drei Betriebe gleichgerichtet sind (Abb. 23).

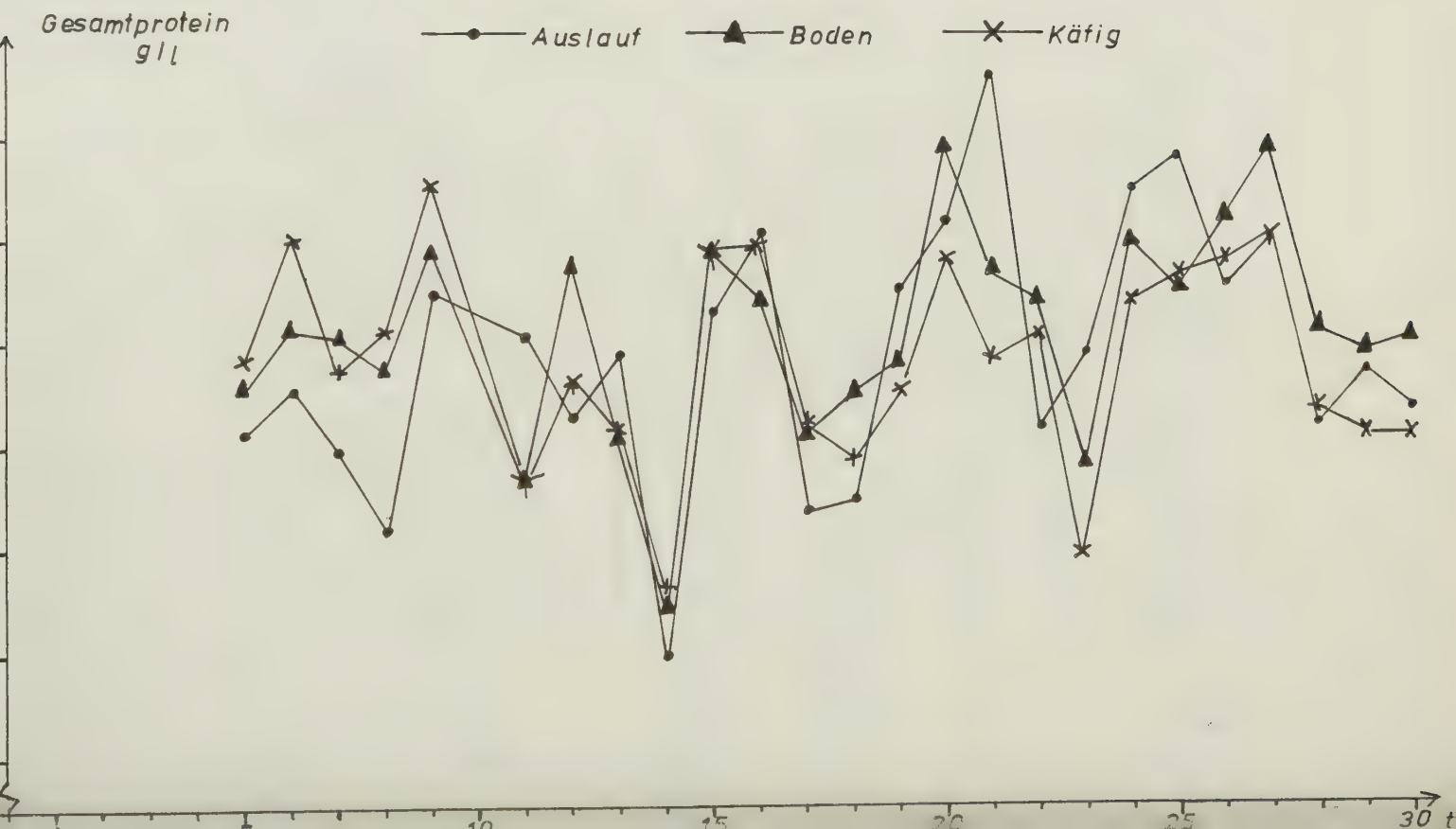
Die Grenzwerte der einzelnen Betriebe haben folgende Größenordnung:

Auslaufhennen	29,00 - 85,50 g/l	(V = 8,22 - 48,86 %);
Bodenhaltungshennen	33,50 - 78,89 g/l	(V = 11,77 - 37,62 %);
Käfighennen	35,00 - 75,37 g/l	(V = 7,22 - 40,18 %);

(vgl. Anhang A X).
Über den gesamten Untersuchungszeitraum steigen die Werte aller Tiere mit $p < 1$ % an, bedingt durch einen Anstieg im zweiten Zeitraum (Tab. 3.4). Der Anstieg ist bei den einzelnen Betriebsformen für den ganzen Zeitraum ebenfalls zu erkennen und nur für Bodenhaltungstiere und Käfighennen im ersten Abschnitt negativ.

./.

Abb. 23: Kurvenverlauf des Gesamtproteins im Versuch I (1. bis 30. Testwoche)



Versuche II u. III (Belastungen)

Bei Versuch II u. III zeigen sich, innerhalb eines Haltungssystems betrachtet, gleiche Tendenzen:

Hennen in Bodenhaltung bleiben in ihren Werten im Normalbereich; Auslaufhennen kommen aus einem über dem Normbereich liegenden Wert in diesen zurück und Käfighennen steigen mit einem im oberen Grenzbereich liegenden Wert mit den beiden folgenden Blutungszeitpunkten über diesen an (Abb. 24), (Tab. 15.1. u. 15.2).

Haltungsbedingte Unterschiede konnten in Versuch I nicht ermittelt werden, da die Werte der drei Aufstallungsformen eng beieinander liegen.

Bei Belastung zeigen die verschiedenen Haltungssysteme keine einheitliche Tendenz. Während Bodenhaltungshennen keine Reaktion zeigen, liegen Auslauftiere nur im ersten Meßbereich über der Normgrenze, während Käfigtiere mit dem zweiten und dritten Meßpunkt diesen übersteigen.

Beachtenswert sind hierbei die höheren Werte bei Versuch II gegenüber Versuch III.

./.

Tab.: 15.1 Versuch II
Gesamtprotein (g/l Blut)

Zeit nach Belastung		Auslauf	Boden	Käfig
0 Std.	$\bar{x}$	81,2	60,4	66,9
	$\pm s$	10,9	16,4	4,4
3 Std.	$\bar{x}$	65,7	72,1	83,2
	$\pm s$	10,2	14,8	10,0
21 Std.	$\bar{x}$	58,3	66,6	88,1
	$\pm s$	24,9	20,5	8,3

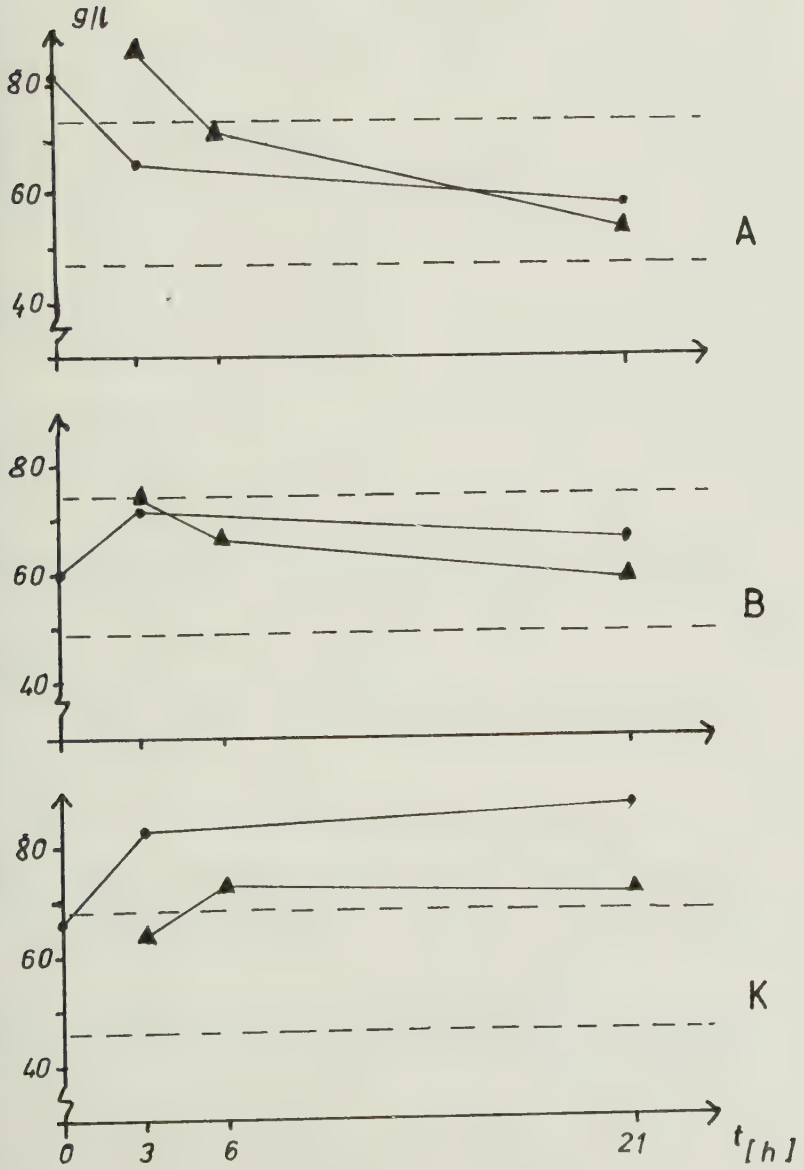
Tab.: 15.2 Versuch III

3 Std.	$\bar{x}$	86,5	74,0	63,9
	$\pm s$	10,8	14,3	9,2
6 Std.	$\bar{x}$	71,2	66,4	73,1
	$\pm s$	15,2	16,1	15,5
21 Std.	$\bar{x}$	52,8	59,2	71,1
	$\pm s$	6,3	17,6	17,2

./.

Abb. 24: Gesamteiweiß

Versuch II (nach zehn Std. Wasserentzug) —●—
Versuch III (Adrenalininj., 0,5 mg/kg KG) —▲—
2s-Referenzbereich – – –, Auslauf (A), Boden (B), Käfig (K)



4.7 Elektrophorese

Tabelle (16.1,2)und Abbildung (25) veranschaulichen, welche Banden bei wieviel Prozent der Hühner einer Haltungsform gefunden wurden, und wie stark davon der Anteil an Banden ist, der sich im Pherogramm besonders akzentuierte.

Im Präalbuminbereich (R 101-112) zeigten alle drei Haltungssysteme beim R-Wert 105/106 eine 30 %ige Häufigkeit, die von Käfigtieren über- und von Auslaufhennen unterschritten wurde

Im Pherogramm war bei der überwiegenden Anzahl der Hennen nur eine Präalbuminbande ausgeprägt. Diese lag bei Käfighennen zu 75 %, bei Bodentieren zu 72 % und bei Auslaufhennen zu 71 % im Bereich von R 103 - 108.

Da der Albumingipfel als Referenzwert (R = 100) angenommen wurde, liegen 100 % aller Hennen je Haltungsform in diesem Wertbereich.

Im Postalbuminbereich spiegelt sich eine Bandenhäufigkeit im R-Bereich 84 - 94 wieder. 90 % der Käfighennen, 86 % der Tiere in Boden- und 81 % in Auslaufhaltung hatten hier eine Bande. Bei über einem Viertel der Tiere in Auslauf- und Bodenhaltung wurde eine Fraktion beim R-Wert 85/86 ermittelt, während sie bei Käfigtieren zu 30 % bei R 83/84 lag.

Eine weitere Bande befand sich bei R 79/80, wobei annähernd die Hälfte der Hennen in Bodenhaltung und je ein Drittel der Tiere im Käfig und Auslauf mit diesem Wert vertreten waren.

Erweitert man den Bereich auf R 77 - 82, so haben etwa 90 % aller Tiere je Haltungsform hier eine Proteinfraktion.

Die nächste R-Wert-Häufung liegt bei R 67/68, wobei auch hier die Bodentiere mit 46 % in der Häufigkeitsverteilung über den Auslauf- (42 %) und Käfighennen (39 %) lagen.

Beim R-Wert 59/60 sind Bodenhennen mit einer über 50 % gehenden Häufigkeit gegenüber Käfig- (43 %) und Auslauftieren (40 %) vertreten.

./.

In dem erweiterten Bereich R 57 - 62 lagen 100 % aller Tiere. Im Transferrinbereich (R 37 - 46) haben über die Hälfte der Auslaufhennen eine Fraktion bei R 43/44 und über 40 % bei R 39/40, während bei Boden- und Käfighaltung je 45 % der Tiere bei R 41/42 lagen, und eine Unterteilung in zwei Gipfel sich nicht deutlich abzeichnete. Auslaufhennen zeigen somit ein einheitliches Muster im Transferrinbereich.

Bei allen vier Haltungsformen zeichnet sich im Bereich R 1 - 36 ein viergipfeliger Kurvenverlauf ab. Die jeweiligen R-Werte lauten:

Auslauf R 5/6 (über 50 %), 13/14 (35 %), 25/26 (ca. 25 %), 29/30 (ca. 25 %).

Boden 5/6 (über 40 %), 9/10 (30 %), 15/16 (35 %), 21/22 (über 35 %).

Käfig 7/8 (45 %), 17/18 (etwa 30 %), 21/22 (etwa 30 %), 31/32 (etwa 20 %).

Das Pherogramm der drei Haltungsformen zeigt weitgehende Übereinstimmung im Präalbumin-, Albumin- und Postalbuminbereich. Im Transferrinbereich zeigen Auslaufhennen einen deutlicheren zweigipfeligen Kurvenverlauf.

Im Immunglobulin-G-Bereich haben alle drei Aufstallungen vier Fraktionen, jedoch mit unterschiedlichen relativen Wanderungsstrecken.

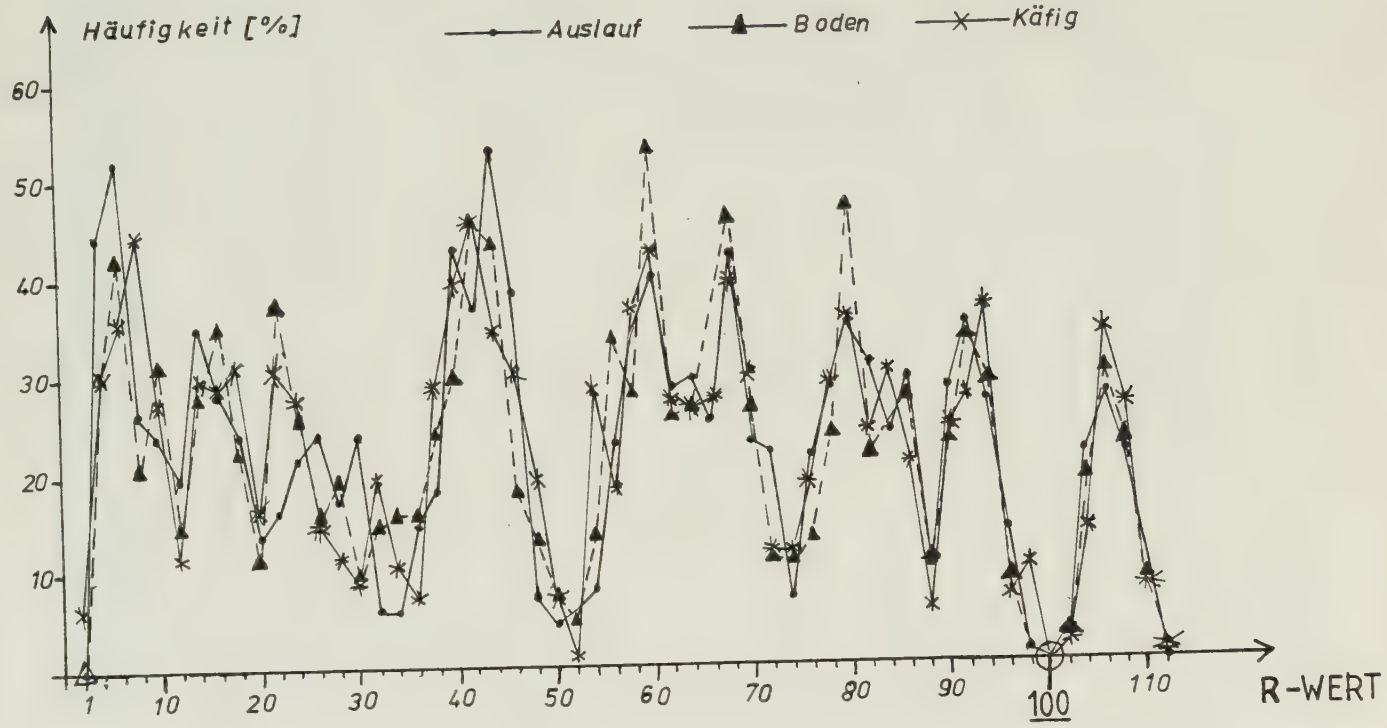
./.

Tab. 16/12: Prozentuale Häufigkeit im Proteinmuster = R-Werte (erste Zeile) und deren prozentmäßige Akzentuierung entsprechend dem Pherogramm (zweite Zeile)

R-Wert	1	3	5	7	9	11	13	15	17	19	21	23	25	27	29	31	33	35	37	39	41	43	45	47	49	51	53
Auslauf	-	44	52	26	24	19	35	28	24	14	16	22	24	17	24	6	6	15	18	43	36	53	39	7	5	6	8
	-	18	33	70	48	24	42	48	52	42	36	11	14	33	10	-	-	8	25	50	38	66	56	33	-	-	-
Boden	-	30	42	21	31	15	28	35	22	11	37	25	16	19	10	15	16	16	24	30	46	43	18	13	7	5	13
	-	4	43	24	35	23	30	38	28	33	10	10	15	-	-	17	23	31	30	36	47	50	67	36	100	25	27
Kitig	6	30	36	45	28	12	30	29	31	16	31	28	15	12	9	20	10	7	29	39	46	35	30	20	7	1	29
	-	35	36	33	46	20	42	56	37	36	4	4	8	30	13	24	11	33	32	24	70	63	39	47	-	-	20
Gesamt	2	35	43	27	28	15	31	31	26	14	28	25	18	16	14	13	11	12	24	38	43	44	29	13	6	4	17
	-	19	37	48	42	23	39	47	39	37	13	8	13	20	8	21	19	22	30	37	53	60	52	41	19	10	19

R-Wert	57	59	61	63	65	67	69	71	73	75	77	79	81	83	85	87	89	91	93	95	97	99	101	103	105	107	109
Auslauf	34	40	28	30	25	42	23	22	7	22	28	35	31	24	30	10	28	35	27	14	1	-	3	22	27	22	11
	37	74	56	58	100	95	65	58	33	42	36	48	52	29	19	-	-	-	-	-	-	-	67	56	71	79	100
Boden	28	53	25	27	25	46	27	11	11	13	24	47	22	35	28	11	23	34	29	8	1	-	4	19	30	23	8
	22	66	29	50	76	76	59	44	33	55	50	56	22	10	13	22	-	5	-	-	-	-	-	31	68	47	57
Kitig	37	43	28	26	28	39	30	12	12	18	29	36	24	30	21	6	24	28	37	7	10	-	2	14	35	26	8
	38	54	58	70	75	65	65	60	40	50	52	58	29	15	11	20	-	-	3	-	-	-	-	50	70	70	57
Gesamt	33	45	27	28	26	42	26	15	10	18	27	39	26	30	26	9	25	32	31	10	4	-	3	18	31	24	9
	33	65	49	59	84	79	63	55	36	48	46	58	36	17	15	13	-	1	1	-	-	-	25	34	70	66	75

Abb. 25: Kurvenverlauf der Häufigkeitsverteilungen der Proteinfraktionen im Versuch I (1. bis 30. Testwoche)



5. DISKUSSION

Unterschiede in Geschlecht, Abstammung, Alter, Legeleistung, Tierzahlen, Blutungszeitpunkt und der zeitliche Verlauf der Untersuchungen nehmen Einfluß auf die Erythrozytenzahlen. Die in der vorliegenden Arbeit ermittelten Ergebnisse liegen in dem unteren Bereich der Literaturangaben und sind in Übereinstimmung mit den Werten, die von anderen Autoren mit der gleichen Verdünnungsmethode nach NATT und HERRICK ermittelt werden (FREDRICKSON et al. 1957, LÜDERS 1959, JAFFE 1960). Die Bedeutung der verwendeten Methode wird von OLSON (1955), BELL und FREEMAN (1971) und STURKIE (1976) betont.

Es wird eine signifikante Abhängigkeit der Erythrozytenzahl von der Haltungsform nachgewiesen, die in der mir zugänglichen Literatur in dieser Form weder beschrieben noch gewertet ist. Käfighühner haben gegenüber semi-intensiv gehaltenen und Auslaufhennen signifikant höhere Erythrozytenwerte. Gleiche Rangfolge besteht zwischen Boden- und Auslaufhaltung.

Da die untersuchten Hühner gleiche Abstammung, gleiches Geschlecht sowie Alter haben, und Aufstallungs- und Blutentnahmezeitpunkt für alle drei Gruppen gleich sind, wird dadurch die Abhängigkeit von dem Komplex der Faktoren, die in dem jeweiligen Haltungssystem auf die Tiere einwirkt, verdeutlicht.

Die signifikant geringeren Erythrozytenwerte bei semi-intensiv gehaltenen Hennen gegenüber Käfighennen wurden auch von JAFFE (1960) festgestellt und als Ausdruck einer Oligozytämie interpretiert, ohne deren Ursache nachweisen zu können.

Die höheren Werte bei Intensivhaltung (Käfig) im Vergleich zur Semi-Intensiv- (Boden) und Extensivhaltung (Auslauf) in den eigenen Untersuchungen ermöglichen es, den Unterschied

./.

der von JAFFE (1960) referierten Werte als haltungsbedingt zu erklären.

Die markant höheren Erythrozytenzahlen bei Boden- (Winter) gegenüber Auslaufhaltung (Sommer) werden von GUBA (1955) als saisonale Abhängigkeit interpretiert. Beim Vergleich von Hennen mit Hähnen weisen DOMM et al. (1946) nach, daß diese Unterschiede durch die Legeleistungskurve bedingt werden.

Da eine gesicherte Beziehung zwischen Erythrozyten und Legeleistung von GUBA (1955) verneint wird, könnte der von ihm festgestellte Werteunterschied ebenfalls als Ausdruck einer unterschiedlichen Haltungsform gewertet werden. KLIMEŠ et al. (1960, 1961) finden keine Unterschiede in den Erythrozytenzahlen von Käfighennen zu Hennen in Tiefstreu- und Auslaufhaltung. Die von ihm untersuchten Tiere sind jedoch hinsichtlich Abstammung, Alter und Gesundheitszustand (Rekonvaleszenten in der Auslaufhaltung) sehr uneinheitlich.

Die mit der Mikromethode ermittelten Hämatokritwerte (HK) sind in Übereinstimmung mit den in der Literatur an adulten Legehennen gefundenen Werten und signifikant mit den Erythrozytenangaben korreliert. Auch bei diesem Parameter ergeben sich signifikante, haltungsbedingte Unterschiede in gleicher Rangfolge der Erythrozytenwerte.

In den Untersuchungen von BIERER et al. (1964a) wird ein signifikanter Unterschied im Hämatokrit in der Aufstallung zwischen Batterie, Boden und Auslauf verneint. Es ist dabei zu berücksichtigen, daß es sich um Junghühner handelte, die erst in Käfigen aufgestallt waren und nach ca. drei Wochen in das andere Haltungssystem umgestallt wurden. Eine altersbedingte Veränderung der Hämatokritwerte kann zudem die haltungsbedingten Unterschiede maskieren.

Als zusätzlicher Parameter wird das "Mittlere corpuskuläre Volumen" (MCV) der Einzelerythrozyten aus dem Verhältnis Hämatokrit zu Erythrozytenzahl berechnet. Auch hier ergibt sich

./.

eine statistisch abgesicherte, haltungsbedingte Reihenfolge, mit den durchschnittlich größten Einzelerythrozytenvolumina bei Extensivhaltung gegenüber kleinsten Erythrozyten von Käfighennen.

Wie MIESEL (1978) am Altersprofil der roten Blutzellen von Mäusen nachweisen konnte, war die Zunahme der Erythrozytenzahlen und des Hämatokrits mit einer Abnahme des MCV verbunden. Die durchschnittliche Volumenabnahme der Erythrozyten ist zum einen durch den Alterungsprozeß des Einzelerythrozyten bedingt, zum anderen auch Ausdruck eines sich vermindernden Anteils an Retikulozyten, der beim vier Monate alten Huhn noch bis zu zehn Prozent betragen kann (STURKIE 1976).

Die im Erythrogramm gefundenen, signifikant unterschiedlichen Werte können Ausdruck eines verschiedenen Hormonhaushaltes, bezogen auf Mineralocorticoide, Oestrogen-und Schilddrüsenhormone, bzw. eine Adaption an unterschiedliche Sauerstoffverfügbarkeit, sein. Ein erhöhter Mineralocorticoidspiegel führt über die Erhöhung des Serum-Natriumspiegels zu einem Plasmavolumenanstieg, woraus ein Absinken des Hämatokrits resultiert (STURKIE et al. 1951; NEWCOMER 1957). Bei den Hennen mit dem niedrigsten Hämatokrit werden jedoch auch niedrigste Plasma-Natriumgehalte gemessen und umgekehrt, wie es die Arbeit von ROLF (1979) an demselben Tiermaterial verdeutlicht. Somit scheint der Unterschied im Erythrogramm nicht durch die Nebennierenrindenaktivität bedingt zu sein.

Sinkende Erythrozytenzahlen bei steigender Legeleistung werden ebenso wie herabgesetzter Hämatokrit (HUNSAKER 1969; BELL et al. 1964) in einer Erhöhung des Oestrogenspiegels gesehen (KÄHN 1953; DIESEM et al. 1958; PERK 1958; GILBERT 1963). Bei der eigenen Untersuchung konnte eine exakte Erfassung der Legeleistung aus organisatorischen Gründen nicht durchgeführt werden. Die sporadisch festgehaltene Leistungskurve erbrachte keine Grundlage für eine derartige Interpretation des unterschiedlichen Erythrogramms.

./.

Eine positive Einflußnahme auf die Erythropoiese wird dem Thyroxin zugeschrieben (DOMM et al. 1946; GILBERT 1963; STURKIE 1976). Die nach Abschluß des eigenen Versuchs sezierten Hennen weisen signifikant höhere Schilddrüsengewichte bei Käfighennen gegenüber Hennen in Boden- und Auslaufhaltung auf (ROLF 1979). Von STURKIE (1976) wird über den inhibitorischen Effekt von besonders langen Lichttagen auf die Schilddrüsenaktivität referiert. Da die Hühner in Auslaufhaltung besonders im zweiten Untersuchungszeitraum (Mai bis Oktober) längere Lichteinwirkung haben als der auf 16 Stunden programmierte Lichttag der Boden- und Käfighennen, kann damit das geringste Schilddrüsengewicht bei Auslauftieren interpretiert werden.

Da die Schilddrüsenfunktion nicht ermittelt wird, und höhere Organgewichte nicht Ausdruck einer verstärkten Aktivität sein müssen, kann der Einfluß der unterschiedlichen Schilddrüsengewichte nicht endgültig abgeklärt werden. Ein weiterer Faktor, der das rote Blutbild wesentlich zu beeinflussen vermag, ist die Unterversorgung mit Sauerstoff (Hypoxie). Werden Tiere in sauerstoffärmere Höhenlagen gebracht, so reagieren sie mit einem Anstieg im Erythrogramm (ROSSE et al. 1966; BURTON et al. 1971; JÄGER 1973; STURKIE 1976). Wenn auch der Sauerstoffgehalt der Stalluft nicht durch Messung objektiviert wurde, ist anzunehmen, daß Hennen in der Extensivhaltung ein stärkeres Sauerstoffangebot haben als Tiere in Intensivhaltung.

Die bei Käfighennen ermittelten, kleineren Erythrozytenvolumina bedingen eine geringere Sauerstofftransportkapazität, die durch eine Vermehrung der roten Blutkörperchen kompensiert wird. Es besteht die Möglichkeit, daß auch die durch Bewegungsmangel etwas geschmälerte Lungenventilation eine schlechtere Ausnutzbarkeit des Sauerstoffgehalts der Luft bedingt, und zum Ausgleich höhere Erythrozytenzahlen notwendig sind.

./.

FEHLING (1936) und LENSING (1940) berichten von steigenden Erythrozytenwerten nach Umherjagen der Hühner. In der eigenen Untersuchung werden die Hennen in Auslauf- und Bodenhaltung vor den Blutentnahmen zunächst eingefangen und in Fangboxen verbracht, während Käfighennen direkt aus dem Käfig zur Blutentnahme in Fangboxen kommen. Da Käfighennen mit der geringsten Bewegung vor der Blutentnahme jedoch die höchsten Werte haben, ist der kurzfristige Manipulationsunterschied nicht Ursache der Differenzen.

Die im Erythrogramm aufgezeigten haltungsbedingten Abweichungen können durch unterschiedliches Sauerstoffangebot, durch Unterschiede in der O_2-Ausnützung bzw. durch Differenzen im Funktionszustand der Schilddrüsen bedingt sein.

Während im Belastungsversuch die Erythrozytenwerte der Käfighennen weder auf zehnstündigen Wasserentzug noch auf Adrenalininjektion eine Reaktion zeigen, wie dies auch von GRIMBERGEN et al. (1961) und WELS (1966) berichtet wird, zeigen Hennen in Bodenhaltung eine geringgradige Senkung der Werte nach Adrenalininjektion.

Auslaufhühner zeigen im Hämatokritschaubild nach Adrenalininjektion steil ansteigende Werte. Die Erklärung kann darin liegen, daß die Tiere während des zehnstündigen Wasserentzugs bis zu den nachfolgenden Blutungszeitpunkten im Stallkomplex gehalten wurden, um eine Wasseraufnahme über Pfützen oder Grashalme im Auslauf zu verhindern. Auch nach Adrenalininjektion blieben die Tiere bis zum Zeitpunkt der sechs-Stunden-Blutentnahme ohne Auslauf, um eine zusätzliche Belastung des zweimaligen, erneuten Einfangens aus dem Auslauf zu vermeiden.

Die deutliche Reaktion der Auslaufhennen gegenüber einer Belastung kann durch die Verstärkung des Stressors (Verminderung der Bewegungsaktivität) bedingt sein. Möglicherweise drückt sie eine erhöhte Reaktionsbereitschaft aus.

./.

Die in der Literatur zitierten Blutsenkungsgeschwindigkeits-Werte (BSG) zeigen eine weite Streuung, da verschiedene Methoden (Schräg- und Senkrechtstellung) angewendet werden. Die mit senkrechter Pipettenstellung ermittelten Werte von FREDRICKSON (1958) sind in Übereinstimmung mit eigenen Ergebnissen (ebenfalls senkrechte Pipettenstellung).

Die BSG verhält sich spiegelbildlich zur Erythrozytenzahl und zum Hämatokrit, d. h. mit steigenden Erythrozytenwerten verzögert sich die Senkungsgeschwindigkeit. Diese Tendenz läßt sich jedoch nicht statistisch absichern. HENSLER (1961), STURKIE et al. (1960) und GILBERT (1969) betonen, daß der Erythrozytenzahl das Hauptgewicht im Senkungsablauf zukommt.

Es ergeben sich auch bei diesem Parameter haltungsbedingte, signifikante Unterschiede mit höheren Senkungsgeschwindigkeiten bei Extensivhaltung und den kleinsten Werten bei Käfighennen, die in Zusammenhang mit den unterschiedlichen Erythrozytenwerten sind. Eine deutliche Reaktion auf die Belastungsversuche ist nicht zu erkennen.

Die in der Untersuchung ermittelten Leukozytenzahlen liegen im untersten Bereich der weitgestreuten Literaturwerte und sind in guter Übereinstimmung mit den Werten von BLAIN (1928), KEYES (1929) und WILLENBERG (1965). Eine Woche nach teilweiser Einstreuerneuerung zeigen Bodenhennen drei deutliche Peaks in den Leukozytenwerten. Es kann darin eine verstärkte Aufnahme von Substanzen durch die Einstreu mit deutlichem Reiz auf die Leukopoese zum Ausdruck kommen, wie er auch von KLIMES et al. (1960, 1961) bei Hennen in Tiefstreuaufstallung, verglichen mit Käfighennen und Auslauftieren, beschrieben wird. Der Autor vermutet in den statistisch abgesicherten Haltungsunterschieden eine Stimulation der Leukopoese durch eine vermehrte Vitamin-B_{12}- und Bakterienaufnahme bei Bodenhennen.

In der eigenen Untersuchung kann ein haltungsbedingter Unterschied nicht statistisch abgesichert werden, da die Variationsbreite innerhalb eines Haltungssystems über 30 % beträgt.

Im Differentialblutbild ergeben sich jedoch signifikante, haltungsabhängige Unterschiede mit höchsten Heterophilenprozentsätzen bei Bodenhennen und den niedrigsten Werten bei der Intensivhaltung. Die Lymphozytenprozentsätze verhalten sich spiegelbildlich. Dies gilt, wie im Belastungsversuch verdeutlicht wird, als Ausdruck einer höheren Nebennierenrindenleistung der extensiveren Haltungsformen gegenüber den Hennen in Käfigaufstallung, wie dies ja auch durch die höheren Nebennierengewichte und Corticosteronwerte bei extensiven Haltungsformen bestätigt wird (ROLF 1979).

Die höheren Heterophilenprozentsätze bei Bodenhennen gegenüber Auslaufhennen lassen auf eine stärkere Stimulation der Granulozytopoese schließen, wobei die bei Bodenhennen bestehende, vermehrte Koprophagie ein Stimulans darstellen kann. Auch in den absoluten Granulozytenzahlen haben die Hennen in Bodenhaltung signifikant höhere Werte.

Die Unterschiede in den relativen und absoluten Monozyten, eosinophilen und basophilen Granulozyten lassen sich zwischen den einzelnen Haltungsformen nicht statistisch absichern.

Ein zehnstündiger Wasserentzug zeigt keine Beeinflussung des Leukogramms in den Haltungsformen. Adrenalininjektion führt bei allen Haltungsformen zu einer relativen Lymphopenie und relativen Heterophilie, wobei Käfighennen besonders spontan und heftig, und Hennen in Bodenhaltung verzögert und nachhaltig reagieren. Eine deutliche Darstellung erfährt dieses Reaktionsmuster durch den Leukozytenindex, wodurch sich dieser berechnete Parameter als guter physiologischer Indikator für Belastungssituationen erweist.

Die absoluten Leukozytenzahlen zeigen bei Auslaufhennen eine Leukopenie, bedingt durch Lymphopenie, während bei den intensiveren Haltungsformen der Anstieg der heterophilen Granulozyten stärker ausgeprägt ist.

./.

Die relativen wie absoluten Eosinophilenwerte zeigen im Gegensatz zur Säugetierhämatologie keine erkennbare Reaktion im Belastungsversuch, wie dies auch von NEWCOMER (1957), SIEGEL (1968) und SCHÜKRO (1974) berichtet wird.

Der Belastungsversuch durch Adrenalininjektion veranschaulicht deutliche Unterschiede im Reaktionsmuster der drei Haltungsformen:

Bei den Auslaufhennen führt die intensivere Auseinandersetzung mit klimatischen Faktoren, vermehrter Bewegungsmöglichkeit, Rangordnungsauseinandersetzung, wie sie in den höheren Nebennierengewichten und Corticosteronwerten zum Ausdruck kommt (ROLF 1979), zu einer Reizschwellenerhöhung. Die geringe Reaktion dieser Haltungsform auf die Exposition der im Versuch durchgeführten Belastungen kann damit erklärt werden.

Die erhöhten und länger anhaltenden Werte der heterophilen Granulozyten bei Bodenhennen können auf ein trainiertes Abwehrsystem, vorwiegend bedingt durch Einstreufaktoren, zurückzuführen sein. Bei den Käfighennen verdeutlicht die Reaktion einen stärkeren Einfluß des Stressors auf die Nebennierenrindenaktivität.

Die Blutzuckerwerte der eigenen Untersuchung stimmen mit den Literaturwerten überein. Werden die im Vollblut bestimmten Werte mittels Hämatokrit in Plasmaglukosewerte umgerechnet, sind sie um 40 % erhöht, da bei Vollblutbestimmungen eine Verdünnung der "wahren" Glukose durch den nahezu glukosefreien Zellinhalt der Erythrozyten erfolgt.

Die drei Haltungssysteme zeigen ein weitgehend gleichsinniges Verhalten im gesamten Untersuchungszeitraum, worin ein klimatischer Temperatureinfluß vermutet werden kann. Höhere Werte sind im Mai und Juni zu beobachten. Dieses Verhalten steht in Einklang mit den von ROLF (1979) an demselben Tiermaterial festgestellten höheren Corticosteronwerten, die durch den Temperaturanstieg in diesem Zeitraum erklärt werden können.

Erhöhung der Plasmaglukosewerte durch Temperaturanstieg wird auch von HAZELWOOD (1976) referiert.

Die Blutzuckerwerte der Hennen sind signifikant haltungsabhängig mit höchsten Werten bei Auslauftieren und geringsten bei Käfighennen. Dieser Unterschied spiegelt sich in den auf das Körpergewicht relativierten Nebennierengewichten und Corticosteronspiegeln derselben Hennen wieder (ROLF 1979); eine corticale Abhängigkeit kann ebenso vermutet werden wie eine unterschiedliche Bewegungsaktivität und ein damit verbundener Energieverbrauch.

Nach Adrenalininjektion zeigen die Auslaufhennen Werte unter dem Referenzbereich. Die in Plasmaglukosewerte umgerechneten Werte zeigen, daß dieses Verhalten auch dann noch zu erkennen ist, wenn der bei Adrenalininjektion kräftige Anstieg des Hämatokrits mit berücksichtigt wird. Die Ursache dieses Verhaltens kann nicht sicher abgeklärt werden; eine mögliche Erklärung könnte in der unterschiedlichen Manipulation dieser Tiere (keine Auslaufmöglichkeit) liegen.

Der zehnstündige Wasserentzug hat keinen Einfluß bei Boden- und Käfighennen auf den Blutzuckerspiegel, während Adrenalininjektion eine Erhöhung bewirkt. Ein Blutzuckeranstieg nach Adrenalininjektion wird auch von HAZELWOOD (1976) berichtet.

Im Gesamtprotein sind in den drei Haltungsformen keine wesentlichen Unterschiede festzustellen. Der gleichgerichtete Kurvenverlauf der Plasmaproteine für die drei Haltungssysteme ist mit einer systematischen Beeinflussung - Außentemperatur - zu erklären.

Die Werte liegen im oberen Bereich der Literaturangaben mit guter Übereinstimmung der Angaben von SCHELLNER (1971).

Beim Belastungsversuch zeigen Käfighennen im Unterschied zu den beiden anderen Haltungsformen nach 21 Stunden deutlich ansteigende Bluteiweißwerte. Diese Hyperproteinämie ist nach

./.

zehnstündigem Wasserentzug ausgeprägter als nach Adrenalininjektion. Es erscheint daher nicht sehr wahrscheinlich, in diesem Verhalten ein Reaktionsausmaß der Achse Hypothalamus - Hypophyse - Nebennierenrinde zu sehen, da, wie im Leukogramm aufgezeigt, der Wasserentzug keine und Adrenalin eine sehr starke Reaktion hervorruft.

Eine weitere Interpretationsmöglichkeit liegt in einer direkten Beeinflussung der Flüssigkeitsverteilung durch die Belastungskomponenten. Verminderte Wasseraufnahme führt zu einem vermehrten Übertritt des Blutwassers in den extravasalen Raum und damit zu einer Hämokonzentration, wie dies auch für Adrenalinwirkung infolge Vasokonstriktion beschrieben ist (BIERER et al. 1964d). Diese Konzentration bedingt eine auf den Volumenanteil bezogene Werteerhöhung.

Der Anstieg der 21-Stunden-Werte trotz Wasseraufnahmemöglichkeit spricht gegen die Annahme dieses Wirkungsmechanismus.

Hyperproteinämie kann durch eine Unterfunktion der Schilddrüse bedingt sein. Die Käfigtiere haben jedoch signifikant höhere Schilddrüsengewichte als die beiden extensiveren Haltungsformen. Unterfunktion bei höheren Organgewichten kann demnach nur Ausdruck einer zwischen der intensiven und den extensiven Haltungsformen völlig verschiedenen Beanspruchung der Schilddrüse bei Belastung sein.

In den einzelnen Proteinfraktionen der drei Haltungsformen besteht im Präalbumin-, Albumin- und Postalbuminbereich weitgehende Übereinstimmung. Auslaufhennen zeigen deutlichere Peaks der Major- und Minortransferrinbanden. Im Immunglobulin-G-Bereich zeigen alle drei Haltungssysteme jeweils vier Fraktionen mit Unterschieden in der Häufigkeit der Wanderungsgeschwindigkeiten. Diese Unterschiede können Ausdruck einer unterschiedlichen Reaktion des Immunsystems sein, wie es sich auch im Leukogramm darstellt. Methodische Einflüsse können jedoch nicht ausgeschlossen werden.

./.

6. ZUSAMMENFASSUNG

Es werden die Ergebnisse vergleichender hämatologischer sowie serologischer Untersuchungen an je 100 weißen Leghornhennen gleicher Abstammung und gleichen Alters in Auslauf-, Boden- und Käfigaufstallung mitgeteilt. Nach Eingewöhnung in die jeweilige Haltungsform werden in einem sieben-monatigen Untersuchungszeitraum folgende Parameter als Referenzwerte erstellt:

- Erythrozytenzahl
- Hämatokrit
- Mittleres Corpuskuläres Zellvolumen
- Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit
- Leukozytenzahl
- Differentialblutbild
- Blutzucker
- Gesamtprotein
- Eiweißfraktionen.

Signifikante haltungsbedingte Unterschiede bestehen für:

- Erythrogramm
- Blutsenkung
- Lymphozyten- und heterophile Granulozytenprozentsätze
- Blutzucker.

Zehnstündiger Wasserentzug beeinflußt diese Parameter nicht wesentlich. Adrenalininjektion bewirkt eine ausgeprägte Stressreaktion, die sich in den drei Haltungssystemen unterschiedlich darstellt und deren Ursache diskutiert wird.

./.

7. SUMMARY

Results of comparative hematological and serological studies on three groups of one hundred White Leghorn hens kept 1) out of doors, 2) on conventional floors and 3) in cages are reported.

After accommodation to each form of housing, the following parameters as "comparison values" are determined during an examination period of seven months:

- erythrocyte counts
- hematocrit
- mean cell volume
- erythrocyte sedimentation rate
- total leucocyte and differential leucocyte counts
- blood glucose
- total protein
- electrophoretic patterns.

Depending upon form of housing significant differences are established for erythrogram, erythrocyte sedimentation rate, for each percentage of lymphocytes and heterophiles and blood-glucose.

A ten-hour deprivation of water does not influence the parameters appreciably, whereas an injection of Adrenalin produces a stress response, which was remarkable in relation to the different forms of housing. The causes for this will be discussed.

./.

8. LITERATURVERZEICHNIS

ABU-ASHOUR, A.M., EDWARDS, H.M. jr. (1972): Hematological changes in laying hens receiving Sterculia foetida oil supplements.
Poultry Sci. 51, 300-305;

ADLKOFER, F., KETNATH, H.-J., UHER, L., RUHENSTROTH-BAUER, G.(1969): Der Mechanismus der Blutkörperchensenkung. XIV: Der Einfluß von Lysolezithin und unveresterten Fettsäuren auf die Blutkörperchensenkungsgeschwindigkeit.
Blut 19, 321-331;

AECKERLEIN, W. (1967): Thrombozyten, eosinophile und basophile Granulozyten des klinisch gesunden Huhnes im Phasenkontrastmikroskop.
Berl. u. Münchner Tierärztl. Wchschr. 80, 315-317;

AECKERLEIN, W., SPRENGER, H.U. (1966): Erythrozyten, heterophile Granulozyten u. Lymphozyten von klinisch gesunden Hühnern im Phasenkontrastmikroskop.
TU 21, 626;

AKILOV, A.T., ZAREMSKAYA, L.M., ISHANKULOV, A.J. (1975): Cell constituents of blood and haematopoetic organs of hens.
Zit. n. Vet. Bull 46, 4101;

ALBRITTON, E.C. (1952): Standard Values in Blood.
Saunders, Philadelphia, Pennsylvania;

ALTERAUGE, W. (1965): Die Stress-Situation beim Geflügel aus der Sicht des Tierarztes.
Dt. Tierärztl. Wchschr. 72, 86;

AMIN, A. (1961): Comparison of the serum protein fractions of the newly hatched chicken with those of adults birds using starch-gel electrophoresis.
Nature 191, 708;

BALASCH, J., PALACIOS, L., MUSQUERA, S., PALOMEQUE, J., JIMÉNEZ, M., ALEMANY, M. (1973): Comparative hematological values of several galliformes.
Poultry Sci. 52, 1531-1534;

BANERJEE, S., BANDYOPADHYAY, A. (1975): Dietary fat and serum proteins in chickens.
Ind.J. Exp. Biology 13, 297-298;

BARNABAS, T., MENON, K.R. (1959): Changes in the serum fractions of domestic fowl (Gallus domesticus) during maturity.
Acta phys. Pharmac. Neerl 8, 343-348;

./.

BELL, D.J. (1956): D-glucose in the blood of deomestic fowl.
Biochem. J. 64, 55;

BELL, D.J. (1957): The distribution of glucose between the plasma water and the erythrocyte water in hen's blood.
Quart. J. Exp. Physiol. 42, 410;

BELL, D.J. (1961): Adrenocorticotrophin and the sugar-level in plasma in young fowls.
Nature 190, 913;

BELL, D.J., FREEMAN, B.M. (1971): Physiology and biochemistry of the domestic fowl.
Academic Press, London-New York;

BELL, D.J., BIRD, T.P., McINDOE, W.M. (1964): Changes in erythrocyte levels and mean corpuscular hämoglobin concentration in hens during the laying circle.
Comp. Biochem. Physiol. 14, 83;

BELL, D.J., McINDOE, W.M. (1962): Plasma Protein levels and physiological state in Brown-Leghorn hens.
Proc. XII World's Poultry Congress Sydney, Congress Paper 101-104;

BEN NATHAN, D., HELLER, E.D., PEREK, M. (1976): The effect of short heat stress upon leucocyte count, plasma corticosterone level, plasma and leucocyte ascorbic acid content.
Brit. Poultry Sci. 17, 481-485;

BENNETT, G.F. (1970): Simple techniques for making avian blood smears.
Can. J. Zool. 48, 585;

BEUNET, T., MAHNFORS, L. (1970): The adrenergic nervous system of the domestic fowl.
Z. Zellforsch. Mikroskop. Anat. 106, 22;

BEUVING, G., TEUNIS, G.P. (1974): Comparative study of hemoglobin content and packed cell volume in two breeds of fowl.
Arch. Geflügelkde. 38, 19-22;

BIERER, B.W., THOMAS, J.B., ROEBUCK, D.E., POWELL, H.S., ELEAZER, T.H., (1963): Hematocrit and sedimentation rate values as an aid in poultry disease diagnosis.
J. Am. Vet. Med. Ass. 143, 1096-1098;

BIERER, B.W., ELEAZER, T.H., ROEBUCK, D.E. (1964a): Sedimentation rate, packed cell volume, buffy coat value and rectal temperature of chickens and turkeys at various ages.
J. Am. Vet. Med. Ass. 144, 727-730;

./.

BIERER, B.W., ELEAZER, T.H., ROEBUCK, D.E. (1964b): Erythrocyte sedimentation rates and packed erythrocyte volumes of blood from chickens and turkeys.
J. Am. Vet. Med. Ass. 145, 47-48;

BIERER, B.W., ELEAZER, T.H., ROEBUCK, D.E. (1964c): Hematologic findings associated with some common diseases of poultry.
J. Am. Vet. Med. Ass. 145, 141-143;

BIERER, B.W., ELEAZER, T.H., ROEBUCK, D.E. (1964d): Effect of certain environmental factors on temperature and blood of chicks.
J. Am. Vet. Med. Ass. 144, 731-733;

BIERER, B.W., ROEBUCK, D.E., ELEAZER, T.H. (1964e): Relation of centrifugation time and speed to packed cell volume and buffy coat determinations on chicken blood.
Am. J. Vet. Res. 25, 869-870;

BLAIN, D. (1928): A direct method of making total white blood counts on avian blood.
Proc. Exper. Biol. Med. 25, 594;

BLALOCK, H.G. (1956): Hematology as an aid in the diagnosis of poultry diseases.
J. Am. Vet. Med. Ass. 128, 547-550;

BLAINT, W.P. (1938): The blood picture at birth in the chick.
Vet. J. 95, 193;

BLANKS, A., SMALLEY, H.E., STEEL, E.G., PETERSON, H.D. (1976): The application of an electronic particle counter with a mean cell volume computer and an hematocrit accessory to avian hematology.
Poultry Sci. 56, 839-842;

BLECH, K. (1937): Blutzuckerstudien am Huhn.
Vet. Med. Diss. (Fried.-Wilh.-Uni·), Berlin;

BÖHME, R. (1963): Der Einfluß von hohen Außentemperaturen und wechselnder Luftfeuchtigkeit auf das Blutbild des Huhnes.
Vet. Med. Diss. Berlin, (Humboldt-Universität);

BRANDT, L.W., CLEGG, R.E., ANDREWS, A.C. (1951): The effect of age and degree of maturity on the serum proteins of the chickens.
J. Biol. Chem. 191, 105;

BREUSCH, E. (1928): Beiträge zur Blutmorphologie des Huhnes.
Z. Infektionskrankheiten, paras. Krankheiten u. Hygiene d. Haustiere 33, 219-237;

BROWN, K.J., NESTOR, K.E. (1974): Implication of selection for high and low adrenal responses to stress.
Poultry Sci. 53, 1297;

./.

BURCKHARDT, J.L. (1912): Über das Blutbild bei Hühnertuberkulose und dessen Beziehung zur sogenannten Hühnerleukämie nebst Bemerkungen über das normale Blutbild.
Z. Immunitätsforschung exp. Therapie 14, 544-604;

BURROWS, W.H., FRITZ, J.C., TITUS, H.W. (1935): The blood sugar of the fasting gizzardectomized fowl.
J. Biol. Chem. 110, 39;

BURTON, R.R., GUION, C.W. (1968): The differential leucocyte blood count: Its precision and individuality in the chicken.
Poultry Sci. 47, 1945-1949;

BURTON, R.R., HARRISON, J.S. (1969): The relative differential leucocyte count of the newly hatched chick.
Poultry Sci. 48, 451;

BURTON, R.R., SMITH, A.H. (1972): The effect of chronic erythrocyte polycythemia and high altitude upon plasma and blood volumes.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 140, 920;

BURTON, R.R., SAHARA, R., SMITH, A.H. (1971): The hematology of domestic fowl native to high altitude.
Environ. Physiol. 1, 155;

BUSCHMANN, H., SCHMID, D.O. (1968): Serumgruppen bei Tieren.
Parey-Verlag, Hamburg, 232-234;

CHANCELLOR, L., GLICK, B. (1960): Effect of temperature as a stressor on white blood alls, adrenals and bursa of Fabricius of chicks.
Am. J. Physiolog. 198, 1346-1348;

CHEN, K.K., ANDERSON, R.C., MAGE, N. (1945): Susceptibility of birds to insulin as compared with mammals.
J. Pharm. Exp. Therap. 89, 74;

CHOPARD, P. (1954): Bestimmung der Eiweißfraktionen des Blutserums bei Haustieren mit Papierelektrophorese unter Berücksichtigung verschiedener Faktoren.
Zschr. Tierzüchtung u. Züchtungsbiologie 63, 21-52;

CHUBB, L.G., ROWELL, J.G. (1959): Counting blood cells of chickens.
J. Agr. Sci. 52, 263;

CLARKE, J.T. (1964): Simplified disc (polyacrylamide) electrophoresis
Ann. N.Y. Acad. Sci. 121, 428-436;

COATES, J. (1929): A method of counting white cells in the blood of fowls.
Ontario Dept. of Agric. Sessional paper, 29, 63;

COHEN, R.R. (1967a): An estimation of percentage trapped plasma in normal chicken microhematocrits, using Cr^{51}.
Poultry Sci. 46, 219;

COHEN, R.R. (1967b): Anticoagulation, centrifugation time and sample replicate number in the microhematocrit method for avian blood.
Poultry Sci. 46, 214-218;

COOK, S.F. (1937). A study of blood picture of poultry and its diagnostic significance.
Poultry Sci. 16, 291-296;

COMMON, R.H., KNILEY, W.P., WAN, W.A. (1953): Filterpaper electrophoresis of avian serum proteins.
Science 118, 86;

CULBERT, J., WELLS, I.W. (1975): Aspects of adrenal function in the domestic fowl.
J. Endocr. 65, 363;

DAVIS, B.J. (1964): Disc-Electrophoresis II - Method and application to human serum proteins.
Ann. N.Y. Acad. Sci. 121, 404;

DAVISON, T.F. (1975): The effects of multiple sampling by cardiac puncture and diurnal rhythm on plasma glucose and hepatic glycogen of the immature chicken.
Comp. Biochem. Phys. 50, 569-573;

DEATON, J.W., REECE, F.N., TARVER, W.J., McNALLY, E.H. (1969): Some physiological changes associated with acclimation of broilers to constant environmental temperature.
Poultry Sci. 48, 1801;

DENNINGTON, E.M., LUCAS, A.M. (1955): Blood technics for chickens.
Poultry Sci. 34, 360-368;

DIESEM, C.D., BLETNER, J.K., VENZKE, W.J. (1958): The effect of estradiolcyclopentylpropionate (ECP) on the blood cells of chickens.
Avian Dis. 2, 63-75;

DIESEM, C.D., VENZKE, W.J., MOORE, E.N. (1958): The hemogram of healthy chickens.
Am. J. Vet. Res. 19, 719-724;

DIXON, J.M., TORBET, B.J. (1959): A dilution-stain for direct enumeration of avian blood cells.
Poultry Sci. 38, 222-223;

DOBŠINSKÝ, O., DOBŠINSKÁ, E. (1967): Seasonal changes in the blood picture of adult pheasants.
Zbl. Vet. Med. A. 23, 609-615;

DOMM, L.V., TABER, E. (1946): Endocrine factors controlling erythrocyte concentration on the blood of the domestic fowl.
Physiol. Zool. 19, 258-281;

./.

DOMM, L.V., TABER, E., DAVIS, D.E. (1943): Comparison of erythrocyte numbers in normal and hormon treated Brown-Leghorn-fowl.
Proceed. Soc. Expt. Biol. Med. 52, 49-50;

DUKES, H.H., SCHWARTE, L.H. (1931): The haemoglobin content of the blood of fowl.
Amer. J. Physiol. 96, 89;

EHRL, H. (1954): Die Zählung der Blutzellen des Geflügelblutes nach der Methode von Natt und Herrick.
Vet. Med. Diss., München;

EIKMEYER, H. (1958): Die Blutkörperchensenkungsreaktion.
Dt. Tierärztl. Wschr. 65, 107-111, 163-167;

FARNER, D.S., KING, J.R. (1972): Avian Biology.
Academic. Press, New York;

FANGNY, R.C. (1961): Blood typing techniques in poultry.
Texas Agr. Exp. Sta. MP. 551, 3;

FEHLINGS, J.K. (1936): Untersuchungen über Blutreserven beim Huhn.
Vet. Med. Diss., Hannover;

FELGENHAUER, K., BACH, S., STAMMLER, A. (1967): Elektrophorese von Serum und Liquor cerebrospinalis in Polyacrylamid-Gel.
Klin. Wschr. 45, 371-377;

FOURIE, F. le R. (1977): Effects of anticoagulans on haematocrit, osmolarity and pH of avian blood.
Poultry Sci. 56, 1842-1846;

FREDRICKSON, T.N., CHUTE, H.L., O'MEARA, D.C. (1957): Preliminary investigations on the hematology of broiler flocks.
Avian Diseases 1, 67-74;

FREDRICKSON, T.N., CHUTE, H.L. (1958): Further studies of chicken blood tests on their application.
Avian Diseases 2, 241-249;

FREEMAN, B.M. (1971): Stress and the domestic fowl: a physiological appraisal.
World's Poultry Sci. J. 27, 263-275;

FREEMAN, B.M. (1976): Stress and the domestic fowl a physiological re-appraisal.
World's Poultry Sci. J. 32, 249-256;

FRIED, K., LUKÁČOVÁ (1963): Zur Frage der Blutkörperchenzählung beim Geflügel.
Ref. LZ Bl. III, 8, 1435;

GABSCH, H.-CH. (1962): Zum Problem der Blutzuckerbestimmung in klinisch-chemischen Laboratorien.
Z. ärztl. Fortb. 56, 892-897;

./.

GEISSLER, H., RUPP, G. (1959): Die Eiweißfraktionen des Serums gesunder Hühner, festgestellt durch die Papierelektrophorese.
Zbl. Vet. Med. 6, 286-291;

GILBERT, A.B. (1962): Sedimentation rate of erythrocytes in the domesticated cock.
Poultry Sci. 41, 784;

GILBERT, A.B. (1965): Sex differences in the erythrocyte of the adult domestic fowl.
Res. Vet. Sci. 6, 114-116;

GILBERT, A.B. (1969): The erythrocyte sedimentation rate and packed cell volume in the domestic fowl with respect to age and sex.
Brit. Poultry Sci. 10, 109-113;

GLICK, B. (1960): Leucocyte count variation in young chicks during an 18 hour period.
J. Appl. Physiol. 15, 965;

GLICK, B. (1961): The effect of bovine growth hormone, DCA and cortisone acetate on white cell counts of 2 weeks old chickens.
Poultry Sci. 40, 1537;

GLICK, B. (1968): Serum protein electrophoresis patterns in acrylamid gel: patterns from normal and bursaless birds.
Poultry Sci. 47, 807-814;

GLICK, B. (1963): White blood cells studied as defense against disease.
Ref. LZ Bl. III, 8, 2449;

GOLDEN, W.R.C., LONG, C.N.H. (1942a): The influence of certain hormones on the carbohydrate levels of the chick.
Endocrin. 30, 675;

GOLDEN, W.R.C., LONG, C.N.H. (1942b): Absorption and deposition of glucose in the chick.
Am. Y. Physiol. 136, 244;

GRAUL, CH., STEINHARDT, M. (1971): Zur Bedeutung des Hämatokrits für Bestimmung des Blutzuckerspiegels im Vollblut.
Arch. exp. Vet. Med. 25, 49-64;

GRIMBERGEN, A.H.M., v.KUIKEN, E.J.M. (1961): Spezifisches Gewicht, Hämatokrit und Hämoglobingehalt von Hühnerblut.
Arch. Geflügelkde. 25, 357-364;

GRIMBERGEN, A.H.M., v.KUIKEN, E.J.M. (1963): Elektrophoretische Untersuchungen von Geflügelblutseren.
Arch. Geflügelkde. 27, 325-334;

GUBA, E. (1955): Untersuchungen über die Beziehung zwischen Blutbild und Rasse, Legeleistung und Umwelt bei Hühnern.
Vet. Med. Diss., München;

./.

GURRES, W. (1973): Auswirkung der Infektiösen Bursitis auf die Immunglobulinwerte des Hühner-Serums.
Vet. Med. Diss., Gießen;

GYLSTORFF, I. (1978): Reaktionen von Hühnern in verschiedenen Haltungsformen auf Belastungen.
Fortschrittl. Vet. Med. Heft 28, 12. Kongreßbericht, 92-105;

GYLSTORFF, I., SCHELLNER, H.-P., SCHETTLER, C.H. (1970): Elektrophoretische Untersuchungen von Eiklarproteinen im Polyacrylamid-Gel.
Zbl. Vet. Med. A. 17, 830;

HARRIS, G.C., SWEENEY, M.J. (1969): Electrophoretic evalution of blood sera proteins of adult male chickens.
Poultry Sci. 48, 1590-1593;

HATTINGH, J., SMITH, E.M. (1976): Anticoagulans of avian and reptilian blood: Heparin and EDTA.
Pflügers Archiv 363, 267-269;

HAZELWOOD, R.L. (1976): Carbohydrate metabolism.
In: Avian Physiology, 3rd ed., 210-232, Sturkie, P.D. Ed., Springer Verlag, New York;

HAZELWOOD, R.L., LORENTZ, F.W. (1959): Effects of fasting and insulin on carbohydrate metabilism of the domestic fowl.
Am. J. Physiol. 197, 47-51;

HEDFELD, E. (1911): Untersuchungen über die körperlichen Elemente des Blutes gesunder und kranker Hühner und Tauben.
Vet. Med. Diss., Hannover;

HEIM, W.G., SCHECHTMAN (1954): Electrophoretic analysis of the serum of the chicken during development.
J. Biol. Chem. 209, 241;

HENSLER, R. (1961): Die Bedeutung der Blutsenkungsreaktion nach Westergreen in Verbindung mit Blutbildveränderungen bei verschiedenen Hühnerkrankheiten.
Vet. Med. Diss., Gießen;

HERR, R., JUNGMANN, R. (1972): Untersuchungen über den Blutzuckergehalt bei experimenteller Kokzidien-Infektion des Haushuhnes (Gallus domesticus) - Ein Beitrag zur Schadwirkung von Eimeria tenella.
Monatsh. Vet. Med. B 27, 228-231;

HERTKORN, W.H. (1969): Veränderungen im weißen Blutbild bei Küken unter dem Einfluß der infektiösen Bursitis.
Vet. Med. Diss., Gießen;

HEYN, G. (1935): Die Blutbildveränderungen bei Hühnern während der Mauser.
Diss. Vet. Med., Leipzig;

HOCHEDLINGER, R. (1953): Über die papierelektrophoretische Untersuchung von normalem Hühnerserum.
Vet. Med. Diss., Wien;

HOFMEISTER, W. (1934): Beiträge zum normalen und pathologischen Blutbild des Huhnes.
Vet. Med. Diss., Berlin;

HOPPE, R. (1936): Beobachtungen über die Verdauungsleukocytose bei Hühnern.
Iber. Vet. Med. 58, 210;

HUBLÉ, J. (1955): Hematological changes in chockerels after ACTH and cortisone-acetate treatment.
Poultry Sci. 34, 1357;

HUNSAKER, W.G. (1969a): Effect of centrifugal force on packed cell volume and trapped plasma in avian blood.
Poultry Sci. 48, 705-711;

HUNSAKER, W.G. (1969b): Species and sex differences in the pecentage of plasma trapped in packed cell volume.
Poultry Sci. 48, 907-909;

HUNT, T.E., HUNT, E.A. (1959): Blood basophils of cockerels before and after intravenous ingestion of compound 48/80.
Anat. Rec. 132, 19;

IGNJATOVIC, J., RUSOV, C. (1974): The effect of fasting, refeeding and dietary protein level on protein and uric acid conents of serum in chickens.
Acta Veter. 23, 203-209;

JAEGER, J. (1973): A comparison of the effects of chronic hypoxia induced by exposure to carbon monoxide or simulated high altitude in Japanese quail.
Ph. D. thesis, Rutgers University, New Jersey;

JAFFE, P. (1960): Differences in numbers of erythrocytes between inbred lines of chickens.
Nature 186, 978;

JAMAMOTO, T. (1959): Study on the blood cells of birds.
Acta Medica 28, 1057;

JUHN, M., DOMM, L.V. (1930): The relation of gonadial condition to erythrocyte number in fowl.
Am. J. Physiol. 94, 656-661;

KÄHLKE, M. (1961): Elektrophoretische Untersuchungen über die Zusammensetzung der Serumeiweißfraktionen gesunder und mit Salmonella gallinerum pullorum infizierter Hühner mit dem Mikroelektrophoresegerät nach Antweiler.
Vet. Med. Diss., Gießen;

./.

KÄHN, K. (1953): Über den Einfluß von Östrogenen auf das Blutbild.
Vet. Med. Diss., München;

KAKARA, K., KAWASIMA, M. (1939): Hematological changes in the setting hen.
7. World's Poultry Cong. and Expo. Proc. pp. 115-116;

KARG, J., SCHAMS, D. (1966): Über die funktionelle Dynamik der Nebennieren-Hormone beim Küken. I. Adrenalin- und Noradrenalin-Konzentrationen in Kükennebennieren in Abhängigkeit vom Alter.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 79, 434-437;

KAZUTAKA, H., TAKESHI, T. (1959): Serological and turbidimetic characteristics in the plasma of laying fowls.
Poultry Sci. 38, 81-85;

KEYES, P. (1929): Normal leucocyte content of bird's blood.
Anat. Rec. 43, 197-198;

KICHEV, G., DANOV, D. (1972): Microelektrophoretische Untersuchung der Proteine, Glyko- und Lipoproteine im Samen, Plasma und Blut von Hühnern auf Cellogel.
Internat. Kongr. Tierärztl. Fortpflanz. u. Haustierbesam., München, Kongr. Bericht 7, 2275-2279;

KLIMEŠ, B., CELER, V. (1960a): Zweckmäßige Methoden zur Zählung der Geflügelblutkörperchen sowie der Hämoglobin- und Leukogramm-Werte bei gesunden Hennen.
Arch. Geflügelkde. 24, 536-542;

KLIMEŠ, B., CELER, V. (1960b): Das Blutbild bei der Geflügeltuberkulose.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 73, 311-315;

KLIMEŠ, B., RYSAVÝ, M. (1961): Blutbild bei Hennen in Käfig- und Tiefstreuhaltung.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 74, 439-440;

KOLB, E. (1956): Untersuchungen über "wahre Glucose", Gesamtreduktion und Restreduktion im Blut und Plasma von Haustieren.
Arch. exp. Vet. Med. 10, 859-873;

KONDRAT'CVA, M.A., SOPIKOV, P.M. (1974): Altersvariation morphologischer Blutbestandteile und der Serumproteine bei weißen Leningrader Junghühnern.
zit. in LZBl. IV (1975), 12-0404;

KOPERA, E., (1975): Der Einfluß einiger Streßfaktoren auf das histologische Bild der Nebenniere bei Küken.
Vet. Med. Diss., Wien;

KOLSTELECKA-MYRCHA, A. (1976): Variations in the red blood cell picture during growth of goslings and chickens.
Brit. Poultry Sci. 17, 93-101;

./.

KOZMA, J. (1930): Differentialfärbung der Blutzellen bei Vögeln. Dtsch. Tierärztl. Wchschr. 38, 283;

KRASNJANSKI, L., DSIKOWSKI (1931): Periodische Schwankungen des Blutzuckergehaltes bei Hähnen im Laufe von 24 Stunden. Biochem. Zschr. 237, 282;

KRIEG, R., LÖLIGER, H.Ch. (1969): Die Serumproteine von Hühnern bei Auftrennung in der Mikrozonenelektrophorese. Arch. Geflügelkde. 33, 287-295;

KRISTJANSSON, F.K., TANEJA, A.C., GOWE, R.S. (1963): Variations in a serum protein of the hen during egg formation. Brit. Poultry Sci. 4, 239;

KRÖMKER, F. (1937): Ein Beitrag zum Blutbild gesunder und kranker Hühner unter besonderer Berücksichtigung der Erythrozyten und des Hämoglobingehaltes. Vet. Med. Diss., Berlin;

KUBENA, L.F., MAY, J.D., REECE, F.N., DEATON, J.W. (1972): Hematocrit and hemoglobin of broilers as influenced by environmental temperature and dietary iron level. Poultry Sci. 51, 759-763;

KUMAR, A., RAWAT, J.S. (1975): Distribution of blood glucose and cholesterol levels in White Leghorn in relation to age, sex and reproduction. Indian Vet. J. 52, 775-778;

LANGE, W. (1919): Untersuchungen über den Hämoglobingehalt, die Zahl und die Größe der roten Blutkörperchen mit besonderer Berücksichtigung der Domestikationseinwirkung. Vet. Med. Diss., Berlin;

LANGSLOW, D.R., BUTLER, E.J., HALES, C.N., PEARSON, A.W. (1970): The response of plasma insulin, glucose and non-esterified fatty acids to various hormones, nutrients and drugs in the domestic fowl. J. Endocrin. 46, 243-260;

LEIBETSEDER, J. (1967): Biostatischer Beitrag zur Beurteilung des weißen Differentialblutbildes der Hühner. Mh. Vet. Med. 22, 431-432;

LENSING, A. (1940): Untersuchungen über Blutreserven bei entmilzten Hühnern. Vet. Med. Diss., Hannover;

LEPORE, P.D. (1965): Heretability estimates for hemoglobin and serum protein concentration in growing chickens. Poultry Sci. 44, 1393;

LIETSCH, C.D. (1963): Enzymatische Blutzuckerbestimmung bei Hühnern. Vet. Med. Diss., Hannover;

./.

LÖLIGER, H.CHR. (1960): Die diagnostische Verwertbarkeit des Geflügelblutbildes.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 73, 6-10;

LÖLIGER, H.CHR. (1964): Kriterien zur Bestimmung des Blutbildes beim Huhn.
Tierärztl. Umsch. 1, 63;

LIGER, H.CHR., SCHUBERT, H.-J. (1967): Der Hämatokritwert von gesunden und kranken Hühnern verschiedener Altersgruppen und sein diagnostischer Anwendungsbereich.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 80, 171-176;

LIGER, H.CHR., STUTE, K.W. (1960): Papierelektrophoretische Untersuchungen an Blutseren kranker Hühner.
Arch. Geflügelkde. 24, 297-318;

CAS, A.M., DENINGTON, E.M. (1958): The statistical reliability of differential counts of chicken blood.
Poultry Sci. 37, 544-549;

CAS, A.M., JAMROZ, C. (1961): Atlas of avian hematology.
Agriculture Monograph 25, Washington 1961;

CKENROTH, A. (1958): Elektrophoretische Untersuchungen über die Zusammensetzung der Serumeiweißfraktionen bei Hühnern.
Vet. Med. Diss., Gießen;

DERS, H. (1959): Über erbliche Unterschiede der Blutmorphologie beim Huhn.
Vet. Med. Diss., Berlin;

KÁCOVA, J., FRIED, K. (1962): Beitrag zur Zählung der Vogelblutkörperchen.
Folia veterinaria 152, 139-150;

SH, J.E. (1963): The relationship of egg laying to changes in the plasma proteins of the domestic fowl.
Brit. Poultry Sci. 4, 255;

CH, P., SURYNEK, J., DRESSLER, J. (1963): Some effects of oxytetracycline, Vitamin B_{12} and folic acid administration upon the blood-forming tissue.
Folia Hämatologica 80, 390-392;

CHENS, H. (1926): Über die Erythrozytenzahl und den Hämoglobingehalt des Hühnerblutes.
Vet. Med. Diss., Hannover;

CKLE, N. (1953): Der Anteil der stabkernigen und segmentkernigen Neutrophilen im Blut unserer Haustiere.
Vet. Med. Diss., München;

URER, H.R. (1968):Disk-Elektrophorese
Walter de Gruyter + Co.-Verlag, Berlin;

./.

MARION, J.E. (1968): An evalution for processing of layers housed in cages and on the floor.
Poultry Sci. 47, 1250-1254;

MEDWAY, W., KARL, M.R. (1959): Blood and plasma volume, hematocrit, blood specific gravity and serum protein electrophoresis of the chicken.
Poultry Sci. 38, 624;

MEISL, W. (1951): Die Differenzierung der Blutkörperchen des Huhnes im Phasenkontrastbild.
Vet. Med. Diss., Wien;

MIESEL, G. (1978): Normalwerte bei wachsenden und laktierenden Mäusen
Vet. Med. Diss., München;

MITIN, V., BIŠĆAM, J. (1970): Das unterschiedliche Blutbild, Hämatokrit und die Bindung von Trijodthyronin 131 J an Erythrozyten bei Hybridlegehennen und Hybridbroilern.
Ref. LZbl. IV 15, 03/349;

MLADENOV, Z. (1960): Die durch Jahreszeit, Geschlecht und Domestikation bedingten Blutveränderungen der Vögel.
Monatshefte Vet. Med. 15, 828-833;

MOHAMMADI, H., HILL, R., SMITH, J.M., LICENCE, S.T. (1975): Observations on some changes during acute S. gallinarum infection in chicks.
Avian Pathology 5, 71-80;

MORGAN, G.W., GLICK, B. (1972): A quantitative study of serum proteins in bursectomized and irradiated chickens.
Poultry Sci. 51, 771-778;

MORISETTE, M.C. (1956): The hematology of broilers in the presence of mild stress with reference to the hemorrhagic syndrom.
Thesis, Oklahoma and M. College Stillwater;

NATT, M.P., HERRICK, C.A. (1952): A new blood diluent for counting the erythrocytes and leucocytes of the chicken.
Poultry Sci. 31, 735;

NEWCOMER, W.S. (1957): Blood cell changes following ACTH-Injection in the chick.
Proc. Soc. exp. Biol. Med. 96, 613-616;

NEWCOMER, W.S. (1958): Physiologic factors which influence acidophilia induced by stressors in the chicken.
Amer. J. Physiol. 194, 251;

NEWCOMER, W.S. (1959): Effects of hypophysectomy on some functional aspects of the adrenal gland of the chicken.
Endocrinology 65, 133-135;

./.

NEWELL, G.W., SHAFFNER, A. (1950): Blood volume determinations in chickens.
Poultry Sci. 29, 78-87;

NICKELMANN, M., ZIEDLER, K., MARX, G., ROTT, M. (1974): Besonderheiten der Blutgerinnung des Geflügels.
Monatsh. Vet. Med. 29, 149-153;

NIEPAGE, H. (1961): Zum Hämatokrit.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 74, 475-478;

OBERDORFER, A. (1968): Über die Wirkung von Oestradiol-17ß und von Testosteron auf Serumprotein.
Habil. Schrift d. T.H., München;

OLSEN, R.D. (1975): Field studies in some blood constituents in commercial White Leghorn laying flocks.
Proceed of 24 th Western Poultry Disease Conference and 9 th Poultry Health Symposium (1975) Cooperative Extension, Calif. Univ., 35-40;

OLSON, C. (1935): Available methods for examination of the blood of the fowl.
J. Am. Vet. Med. Ass. 86, 474;

OLSON, C. (1937): Variation in the cells and hemoglobin content in the blood of the normal domestic chicken.
Cornell Vet. 27, 235;

OLSON, C. (1965): Avian Hematology.
In: Diseases of Poultry, 5rd ed., Kapitel 4, Biester, H.E., Schwarte, L.H., Eds., Iowa State Coll. Press;

ORNSTEIN, L., DAVIS, B. (1962): Disc-Electrophoresis.
Rochester N. Y. Destillation Prod. Industries;

PALMER, E.J., BIELY, J. (1935a): Studies of total erythrocyte and leucocyte counts of fowl. I. Repeated erythrocyte and leucocyte counts.
Folia Haematologica 53, 143;

PALMER, E.J., BIELY, J. (1935b): Effect of 48-hour starvation on total erythrocyte and leucocyte counts.
Am. Vet. Med. Ass. 86, 594;

PALMER, E.J., BIELY, J. (1935 c u. d):
c) Variation in number of blood cells of normal fowl
d) Erythrocyte and leucocyte counts of birds raised in confinement.
Canad. J. Res. Sect. D. Zool. Sci. 13, 61 u. 85;

./.

PASTEWKA, J.V., NESS, A.T., PEACOCK, A.C. (1966): Electrophoretic patterns of normal human serums by disc-electrophoresis in polyacrylamide-gel.
Clin. Chim. Acta 14, 219-226;

PAVEL, J., BABÁK, A., SVOZIL, B. (1967): Ein Beitrag zur Problematik des elektrophoretischen Studiums des spezifischen Eiweiß- und Lipoproteingehaltes im Blutplasma bei Hennen.
Arch. Geflügelkde. 31, 61-73;

PEHL, K.-H. (1960): Zur Ermittlung der Zellzahlen des Geflügelblutes im einfachen Zählkammerverfahren.
Arch. Geflügelz. Kleintierkde. 9, 342;

PERK, K. (1958): The effect of sex hormones on the number of erythrocytes and on hemoglobin in the blood of chickens.
Refuah Veterinarith. 15, 144-145;

PILASKI, J. (1970): Untersuchungen über den Einfluß einer künstlichen Immobilisation auf den Mineralstoffgehalt und den Knochenaufbau der Legehenne.
Arch. Geflügelkde. 34, 94-108;

PROCHÁZKA, Z. (1967): Eine verbesserte Färbungsmethode zur Zählung weißer Blutkörperchen beim Geflügel.
Arch. exp. Vet. Med. 21, 603-607;

PROSKY, L., DELL, R.G., LIBBY, D.A., FLICK, D.F. (1968): Lipoprotein staining following polyacrylamide disc-electrophoresis of chick serum.
Poultry Sci. 47, 185;

PROUDMAN, J.A., MELLEN, W.J., HULTIN, H.O. (1975): Activity of certain liver enzymes in fast and slow growing lines of chickens.
Poultry Sci. 54, 1585-1597;

RAABO, E., TERKILDSEN, T.C. (1960): On the enzymatic determination of blood glucose.
Scand. J. Clin. Lab. Invest. 12, 402-407;

RAJENDRAN, M.P., RAMAKRISHMAN, R., DAMODARAN, S., CHANDRASEKARAN, K.P. (1973): Hemogram and serum protein of some poultry diseases
Indian Vet. J. 50, 216-224;

RATHSFELD, E.O. (1957): Vergleichende hämatologische Untersuchungen an Hühnern verschiedenen Alters nach dem Verfahren nach Natt und Herrick und dem Phasenkontrastverfahren.
Vet. Med. Diss., Berlin;

RENNER, L. (1973): Einfluß stallklimatischer Faktoren auf Leistung und Gesundheitszustand von Legehybriden bei industriemäßiger Flachkäfighaltung.
Vet. Med. Diss., Berlin (Ost);

./.

RODBARD, S. (1947): Relationship between body temperature and blood sugar in the chicken.
Am. J. Physiol. 150, 67-69;

ROLF, J. (1979): Wirkung von Dehydration, ACTH und Adrenalin auf Elektrolyte, Enzyme und Corticosteron bei der Legehenne nach Eingewöhnung in verschiedene Haltungssysteme.
Vet. Med. Diss., München;

ROSS, J.G., CHRISTIE, G., HALLIDAY, W.G., JONES, R.M. (1976): Determination of haematology and blood chemistry values in healthy six-week old broiler hybrids.
Avian Pathology 5, 273-281;

ROSSE, W.F., WALDMANN, T.A. (1966): Factors controlling erythropoisis in birds.
Blood 27, 654;

SADEK, S.E. (1955): A simple direct technique for counting avian blood cells.
J. Amer. Vet. Med. Ass. 127, 72-73;

SALOMON, W. (1920): Ein Beitrag zur Morphologie des normalen Hühnerblutes.
Vet. Med. Diss., Kiel;

SCARBOROUGH, R.A. (1931): The blood picture of normal laboratory animals: "The chicken".
Yale J. Biol. Med. 4, 202 u. 323;

SCHALM, O.W. (1975): Interpretation of total and differential leucocyte counts.
California Veterinarian 29, 25-28;

SCHELLNER, H.-P. (1971): Bestimmung des qualitativen und quantitativen Serumeiweißgehaltes des Huhnes, vom Schlupf bis zur 30. Lebenswoche.
Arch. Geflügelkde. 35, 128-135;

SCHELLNER, H.-P. (1969a): Elektrophorese des Hühnerserums mittels Acetatfolie und Wiederauftrennung im Polyacrylamid-Gel.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 82, 351-352;

SCHELLNER, H.-P. (1969b): Blutsenkungsreaktion und Hämatokrit von Hühnerblut mit verschiedenen Antikoagulantien.
Berl. Münchn. Tierärztl. Wchschr. 82, 233;

SCHERMER, S. (1958): Die Blutmorphologie der Laboratoriumstiere.
J. A. Barth-Verlag, Leipzig;

SCHEUFLER, H. (1967): Über den Einfluß des Ortes und der Art der Blutentnahme auf das Blutbild der Hausmaus.
Z. Versuchstierk. 9, 152-157;

./.

SCHMITT, H. (1936): Blutuntersuchungen bei gesunden und an Erythrose erkrankten Hühnern.
Vet. Med. Diss., Gießen;

SCHMITT, J. (1968): Das Differenzieren tierischer Proteine mit der vertikalen Polyacrylamidgel-Elektrophorese.
Dt. Tierärztl. Wchschr. 75, 87-91;

SCHÜKRO, J. (1974): Einfluß von ACTH-Gaben und experimentellen Stress-Situationen auf das weiße Blutbild und die Serum-Glukose des Haushuhnes.
Vet. Med. Diss., Wien;

SHAPIRO, A.B., SCHECHTMAN, A.M. (1949): Effect of adrenal cortical extract on the blood picture and serum proteins of fowl.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 70, 440-445;

SHAW, A.F.B. (1930): A direct method for counting the leucocytes, thrombocytes and erythrocytes of bird's blood.
J. Path. Bact. 33, 833-835;

SIEGEL, H.S. (1958): Effects of increased population density on the adrenals of cockerels.
Poultry Sci. 37, 1242-1243;

SIEGEL, H.S. (1960): Effect of population density on the pituitary-adrenal cortical axis of cockerels.
Poultry Sci. 39, 500-510;

SIEGEL, H.S. (1969): Environmental stress and physiological compensating mechanism in fowl - temperature and resperatory regulation.
Poultry Sci. 48, 22-30;

SIEGEL, H.S. (1971): Adrenals, stress and the environment.
World's Poultry Sci. J. 27, 327-349;

SINGH, G. (1978): Identification of the chicken serum proteins by immunoelectrophoretic methods.
Poultry Sci. 57, 1451-1455;

SIPPACH, E. (1977): Das Blutbild.
Asid Bonz u. Sohn GmbH, Unterschleißheim, 4. ed.;

SLESINGER, L. (1969): Der Einfluß von Hydrokortison auf die Glukosekonzentration im Blutplasma der Hühner.
Wiener Tierärztl. Mschr. 5, 193-194;

SMITH, C.J.V. (1972): Blood glucose levels in young chickens: The influence of light regimes.
Poultry Sci. 51, 268-273;

SOLIMANN, M.K. (1961): Fluoreszenzmikroskopische Zählung von eosinophilen Leukozyten bei Tierarten, die Pseudoeosinophile besitzen.
Zbl. Vet. Med. 8, 323-326;

./.

TEEN, G. (1913): Blutuntersuchungen bei gesunden Hühnern.
Vet. Med. Diss., Leipzig;

TEGEMANN, W. (1930): Das Blutbild leukoseinfizierter Hühner in den ersten drei Monaten nach der Infektion.
Vet. Med. Diss., Hannover;

TEIN, E. (1936): Die Leukozytenzahl des Geflügels mit einer neuen Methode bestimmt.
Vet. Med. Diss., Gießen;

TERZ, J., WEISS, E. (1974): Herkunft und Phagozytosefähigkeit der Hühnerthrombozyten.
Deutsche Tierärztl. Wchschr. 81, 311-312;

TÖCKL, W. (1954): Elektrophoretische Untersuchungen der Bluteiweißkörper des Huhnes.
Arch. exp. Vet. Med. 8, 73;

TURKIE, P.D. (1951): Effects of estrogen and thyroxine upon plasma proteins and blood volume in the fowl.
Endocrinology 49, 565;

TURKIE, P.D. (1976): Avian Physiology.
Springer Verlag, New York, 3. ed.;

TURKIE, P.D., NEWMAN, H.J. (1951): Plasma proteins of chickens as influenced by the time of laying, ovulation, number of blood samples taken and plasma volume.
Poultry Sci. 30, 240-248;

TURKIE, P.D., TEXTOR, K. (1958): Sedimentation rate of erythrocytes in chickens as influenced by method and sex.
Poultry Sci. 37, 60;

TURKIE, P.D., TEXTOR, K. (1960): Further studies on sedimentation rate of erythrocytes in chickens.
Poultry Sci. 39, 444-447;

TUTE, K. (1964): Papierelektrophoretische Untersuchungen an Hühnerblutseren, 1. Mitteilung.
Arch. Geflügelkunde 28, 172-178;

URYNEK, J., MACH, P., DRESSLER, J. (1961): Die Charakterisierung des peripheren Blutbildes nach Applikation von Oxytetracyclin, Vitamin B_{12} und Folsäure an Küken.
Vet. Med. 6, 679-690;

VABER, E., DAVIS, D.E., DOMM, L.V. (1943): Effect of sex hormones on the erythrocyte number in the blood of the domestic fowl.
Am. J. Physiol. 138, 479-487;

VALOS, V., POP, P., MAY, J. (1974): Veränderung der Blutelemente bei Hühnern, die sich unter der Einwirkung infraroter und UV-Strahlen befunden haben.
Ref. LZBl. IV 18, 01-343;

./.

TANAKA, K., AOKI, S. (1963): Electrophoretic analysis of the serum proteins of chicks at various ages.
Nat. Inst. Anim. Health Quart. 3, 49;

TAPPER, N.D., KARE, M.R. (1956): Distribution of glucose in blood of the chicken.
Soc. Exp. Biol. Med. 92, 120-122;

TAPPER, N.D., KARE, M.R. (1959): Epinephrine induced hemoconcentration in the domestic fowl.
Am. J. Physiol. 196, 1322;

TAPPER, N.D., KARE, M.R. (1960): Blood glucose distribution in the domestic fowl.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 103, 789-790;

TORRES-MEDINA, A., RHODES, M.B., MUSSMAN, H.C. (1971): Chicken serum proteins: a comparison of electrophoretic techniques and localization of transferrin.
Poultry Sci. 50, 1115-1121;

TWISSELMANN, N.N. (1939): A study of the cell content of blood of normal chickens with supra-vital stains.
Poultry Sci. 18, 151;

VERMA, D.N., RAWAT, J.S., PANDEY, M.D. (1975): Effect of age and sex on the serum proteins of the White Leghorn birds.
Indian Vet. J. 52, 544-546;

VISWANTHAN, S., NAMBIAR, K.T.K. (1967): Blood sugar level and glucose tolerance in the domestic fowl.
Indian Vet. J. 44, 225-229;

VÖLKER, R. (1925): Blutzuckeruntersuchungen an gesunden und kranken Tieren.
Arch. wiss. prakt. Tierhk. 59, 16-47 u. 467-506;

WÄCHTER, H., SCHRÖCKSNADEL, H. (1965): Die Serumproteine beim Huhn unter Berücksichtigung von Rasse, Geschlecht und Alter.
Acta biol. med. german. 15, 138;

WAGENER, K. (1933): Blutentnahme beim Huhn.
Tierärztl. Rdsch. 39, 723;

WASHBURN, K.W., GUILL, R.A. (1972): Comparison of hematology between Leghorn-type and heavy egg-production stocks.
Poultry Sci. 51, 946-950;

WEBER, E. (1967): Grundriß der biologischen Statistik.
6. Aufl., Fischer, Jena;

WEBER, G. (1965): Plasmakupfer und Plasmaeisen, Hämoglobinmenge und Erythrozytenzahlen bei gesunden Weißen Leghornhühnern.
Vet. Med. Diss., Hannover;

./.

WEHNER, A. (1930): Zur Methodik der Blutentnahme bei Hühnern.
Dt. Tierärztl. Wchschr. 38, 24;

WELLS, J.W., WIGHT, P.A.L. (1971): Physiology and biochemistry of the domestic fowl.
Academic Press, 489-520, London: Bell, D.J. a. Freeman, B.M., Eds.

WELS, A. (1966): Die Änderung des roten Blutbildes beim Huhn während und nach einer sechstägigen Durstperiode.
Zbl. Vet. Med. A 13, 246-251;

WILLENBERG, H.W. (1965): Blutuntersuchungen bei der Vibriosis des Huhnes. Zugleich eine Literaturstudie über das Blutbild des Huhnes.
Vet. Med. Diss., Hannover;

WIRTH, D. (1950): Grundlagen einer klinischen Hämatologie der Haustiere.
Urban und Schwarzenberg Verlag, Wien;

WIRTH, D., KUBASTA, F. (1939): Studien zur artspezifischen Reaktion der hämatopoetischen Organsysteme - VII. Huhn.
Folia Hämatologica 62, 43;

WISEMAN, B.K. (1931): An improved direct method for obtaining total white cell counts in avian blood.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 28, 1030-1033;

WITTKE, J. (1972): Physiologie des Geflügels.
Bundesgesundheitsblatt B15, 72-75;

WOLFORD, J.H., RINGER, R.K. (1962a): Adrenal weight, adrenal ascorbic acid, adrenal cholesterol and differential leucocyte counts as physiological indicators of 'stressors' agents in laying hens.
Poultry Sci. 41, 1521-1529;

WOLFORD, J.H., RINGER, R.K. (1962b): Adrenal cortical activity and differential leucocyte picture of s.c. White Leghorns housed in cages, on a slatted floor and on conventional floor.
Michigan Quart. Bull. 45, 38-44;

WOOD-GUSH, D.G.M. (1973): Animal welfare in modern agriculture.
Brit. Veter. J. 129, 167-174;

WOSTMAN, B.S., GORDON, H.A. (1958): Electrophoretic studies on serum proteins of young germfree, conventional and antibiotic treated conventional chickens.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 97, 832-835;

YAGIL, R., LUCHTENSTEIN, C., MEYERSTEIN, N. (1976): Hemoconcentration and erythrocyte fragility in chickens exposed to heat and dehydration.
Am. J. Vet. Res. 37, 103-106.

./.

LEBENSLAUF

GEBOREN	21.01.1944 in Mannheim als Kind des Diplom-Landwirts Hans Schmid und seiner Ehefrau Katharina geb. Krüger
EINSCHULUNG	Ostern 1950 in die Pestalozzi-Schule in Mannheim Ostern 1954 Umschulung in das Kurpfalz-Gymnasium zu Mannheim
ABITUR	Februar 1964
BUNDESWEHRDIENST	1964 - 1966 in München
JURASTUDIUM	Sommer-Semester 1966 bis Winter-Semester 1967/68 2 Semester in Heidelberg und 2 Semester in München
IMMATRIKULATION ZUM TIERMEDIZINSTUDIUM	Sommer-Semester 1968
STAATSEXAMEN	November 1973
HOSPITANT BEI EINEM PRAKTIZIERENDEN TIERARZT	1974
VERWALTER EINER WISSENSCHAFTLICHEN ASSISTENTENSTELLE	Seit Mai 1975 an der Klinik für Krankheiten des Hausgeflügels, der Zier- und Zoovögel der Ludwig-Maximilians-Universität München; zusätzlich Anfertigung der Dissertation.
HEIRAT	Bei der Heirat mit meiner Frau, Almuth Radzikowski, wurde ihr Name zum gemeinsamen Familiennamen gewählt (1977).

DANKSAGUNG

Für die Überlassung des Themas sowie für die guten Arbeitsmöglichkeiten am Institut möchte ich Frau Professor Dr. I. Gylstorff meinen herzlichen Dank aussprechen.

Für die jederzeit gewährte wertvolle Unterstützung danke ich Frau Privatdozentin Dr. H. Gerlach.

Herrn Professor Dr. Dr. K. Osterkorn gilt mein Dank für die Hilfe bei der statistischen Auswertung des umfangreichen Datenmaterials.

Mein Dank gilt auch allen Mitarbeitern des Instituts für die Mithilfe in der Laborarbeit.

Die Arbeit wurde vom Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten unterstützt.

AI: Erythrozytenzahlen [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
9	2.262	0.361	10	2.217	0.227	9	2.291	0.263	28	2.255	0.278
10	2.460	0.318	9	2.060	0.277	10	2.359	0.212	29	2.301	0.313
10	2.252	0.216	10	2.166	0.269	10	2.437	0.195	30	2.285	0.249
10	2.189	0.277	10	2.162	0.339	10	2.367	0.205	30	2.239	0.285
9	2.234	0.357	6	2.848	0.511	10	2.616	0.290	25	2.374	0.450
7	2.278	0.266	10	2.197	0.192	10	2.449	0.188	27	2.311	0.232
10	2.379	0.451	10	2.222	0.323	10	2.484	0.176	30	2.361	0.342
9	2.264	0.245	10	2.271	0.229	10	2.435	0.193	29	2.325	0.229
10	2.247	0.184	10	2.136	0.238	10	2.481	0.177	30	2.288	0.243
10	2.306	0.236	8	2.422	0.201	10	2.316	0.226	28	2.343	0.221
10	2.373	0.279	5	2.347	0.350	10	2.697	0.125	25	2.497	0.289
10	2.484	0.205	10	2.732	0.236	10	2.642	0.280	30	2.619	0.256
10	2.334	0.319	10	2.318	0.392	10	2.365	0.405	30	2.339	0.361
9	2.190	0.309	8	2.423	0.160	10	2.717	0.233	27	2.454	0.326
10	2.353	0.215	10	2.402	0.234	10	2.598	0.308	30	2.451	0.269
10	2.377	0.217	9	2.491	0.162	10	2.652	0.256	29	2.507	0.239
7	2.373	0.152	10	2.483	0.506	10	2.622	0.220	27	2.506	0.347
10	2.334	0.402	10	2.411	0.290	10	2.447	0.153	30	2.397	0.293
10	2.272	0.291	9	2.506	0.215	10	2.552	0.223	29	2.441	0.269
10	2.214	0.200	9	2.461	0.156	10	2.431	0.157	29	2.365	0.201
10	2.291	0.218	10	2.312	0.244	9	2.792	0.548	29	2.454	0.417
10	2.313	0.284	6	2.436	0.268	10	2.602	0.143	26	2.452	0.260
8	2.369	0.353	10	2.427	0.425	10	2.567	0.344	28	2.461	0.373
10	2.245	0.292	10	2.389	0.291	10	2.442	0.214	30	2.358	0.272
10	2.324	0.445	10	2.418	0.301	10	2.570	0.256	30	2.438	0.278
10	2.254	0.298	10	2.337	0.349	10	2.448	0.420	30	2.347	0.356
9	2.096	0.111	10	2.294	0.210	10	2.491	0.148	29	2.300	0.226
10	2.227	0.156	10	2.447	0.162	10	2.677	0.390	30	2.450	0.313
9	2.185	0.196	9	2.361	0.239	10	2.604	0.310	28	2.391	0.303
10	2.222	0.224	9	2.404	0.240	8	2.542	0.149	27	2.377	0.243

AII: Hämatokritwerte [x 10^{-2}] der einzelnen Testtage;
Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
9	28.556	2.186	10	31.400	2.119	8	29.125	1.959	27	29.778	2.391
10	32.800	3.490	9	30.333	2.550	10	31.800	2.440	29	31.690	2.953
10	31.900	2.378	10	28.300	3.164	10	31.000	1.247	30	30.400	2.787
10	31.000	2.261	10	29.700	3.234	9	30.778	1.856	29	30.483	2.516
9	30.556	1.667	4	36.500	6.807	10	29.900	2.079	23	31.304	3.890
7	29.571	5.442	10	31.800	2.530	10	30.400	2.459	27	30.704	3.462
10	30.800	3.120	10	29.200	3.155	10	29.200	3.553	30	29.733	3.258
9	29.111	3.655	10	26.900	6.691	10	28.100	2.331	29	28.000	4.559
10	32.900	2.846	10	32.600	4.088	10	27.900	3.247	30	31.133	4.049
10	29.500	4.089	8	27.000	5.318	10	30.000	3.333	28	28.964	4.273
10	26.800	4.392	5	24.800	2.588	10	26.000	2.539	25	26.080	3.366
10	32.500	1.780	10	33.500	2.121	10	28.300	3.368	30	31.433	3.339
10	30.400	2.413	10	32.700	4.270	10	28.600	2.591	30	30.567	3.530
9	29.111	2.147	8	30.500	2.673	10	33.500	2.718	27	31.148	3.097
10	29.400	1.897	10	31.000	3.830	10	30.700	3.802	30	30.367	3.264
10	30.000	2.055	9	32.333	1.803	10	31.400	2.119	29	31.207	2.161
7	29.714	1.976	10	32.200	2.486	10	32.100	2.331	27	31.519	2.471
10	31.100	1.595	10	31.200	2.821	10	31.100	1.449	30	31.133	1.978
10	30.400	1.506	9	29.778	1.394	10	33.000	1.633	29	31.103	2.041
10	28.600	2.221	9	30.556	1.509	10	31.000	2.625	29	30.034	2.368
10	29.500	1.958	10	30.900	2.923	9	33.667	2.345	29	31.276	2.926
10	29.700	2.406	6	30.000	0.894	10	33.900	2.183	26	31.385	2.844
8	28.500	2.000	10	29.100	2.558	10	30.700	3.020	28	29.500	2.674
10	28.900	1.663	10	29.900	4.433	10	31.500	2.550	30	30.100	3.188
10	28.700	1.829	10	30.100	3.872	10	31.300	2.406	30	30.033	2.942
10	28.300	4.244	10	29.300	2.406	10	32.500	2.718	30	30.033	3.605
9	28.222	1.302	10	30.300	3.020	10	30.600	2.011	29	29.759	2.415
10	29.100	1.449	10	30.100	2.025	10	31.800	1.814	30	30.333	2.057
9	27.667	2.739	9	30.889	2.667	10	32.400	2.989	28	30.393	3.370
10	28.300	1.947	9	30.778	2.635	8	33.500	2.330	27	30.667	3.088

AIII: Mittleres korpuskuläres Zellvolumen (MCV), [SI-Einheiten], der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
9	128.0	15.1	10	142.6	13.4	8	127.4	14.3	27	133.2	15.5
10	134.2	14.6	9	149.5	22.6	10	135.5	13.4	29	139.4	17.9
10	142.5	14.6	10	131.3	11.7	10	127.7	7.5	30	133.8	12.9
10	142.8	12.5	10	138.7	11.6	9	130.3	9.6	29	137.5	12.1
9	139.1	18.2	4	139.4	11.7	10	137.3	21.6	23	138.4	18.2
7	130.3	23.4	10	145.9	18.6	10	124.5	11.6	27	134.0	19.6
10	132.9	23.3	10	132.5	14.1	10	117.9	15.4	30	127.8	18.8
9	130.0	22.0	10	117.8	22.2	10	115.9	12.6	29	120.9	19.7
10	147.4	18.1	10	153.1	15.3	10	112.5	11.2	30	137.7	23.4
10	128.9	20.0	8	112.4	25.4	10	129.7	11.5	28	124.5	20.1
10	113.1	14.1	5	108.0	23.7	10	96.5	10.4	25	105.4	16.4
10	131.3	8.7	10	123.2	10.3	10	107.4	10.0	30	120.7	13.8
10	131.8	15.5	10	143.1	19.8	10	123.9	22.6	30	132.9	20.4
9	135.6	23.0	8	126.0	9.0	10	123.7	9.8	27	128.4	15.7
10	125.4	9.0	10	129.7	16.8	10	118.4	10.1	30	124.5	12.9
10	126.9	11.4	9	130.3	11.0	10	118.9	8.3	29	125.2	11.0
7	125.4	6.9	10	133.0	19.7	10	122.9	9.6	27	127.3	14.1
10	139.1	40.2	10	130.3	12.5	10	127.5	9.2	30	132.3	24.5
10	135.8	19.2	9	119.3	6.5	10	129.8	7.7	29	128.6	14.0
10	129.8	12.0	9	124.5	8.9	10	128.2	15.1	29	127.6	12.1
10	129.3	8.5	10	134.5	14.2	9	124.2	22.9	29	129.5	16.0
10	130.0	16.7	6	124.2	11.4	10	130.8	12.9	26	129.0	13.9
8	122.6	19.3	10	122.0	16.0	10	121.1	17.7	28	121.9	16.9
10	130.3	14.4	10	125.1	10.6	10	129.6	13.1	30	128.4	12.6
10	124.7	15.2	10	124.6	8.3	10	122.3	9.4	30	123.9	11.0
10	125.4	5.8	10	126.8	11.7	10	135.2	18.2	30	129.1	13.2
9	134.9	7.7	10	132.2	6.2	10	123.3	11.4	29	129.9	9.8
10	131.3	12.0	10	123.3	9.0	10	120.7	15.2	30	125.1	12.8
9	126.9	10.2	9	131.1	4.5	10	124.9	7.2	28	127.5	7.8
10	127.9	8.5	9	128.6	11.2	8	131.8	5.0	27	129.3	8.6

AIV: Blutkörperchensenkung [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x} \cdot 10^{-1}$	$\pm$ s	n	$\bar{x} \cdot 10^{-1}$	$\pm$ s	n	$\bar{x} \cdot 10^{-1}$	$\pm$ s	n	$\bar{x} \cdot 10^{-1}$	$\pm$ s
10	19.400	6.670	10	14.600	6.077	9	9.778	2.438	29	14.759	6.599
10	14.500	1.900	8	18.000	7.091	9	14.000	3.708	27	15.370	4.700
9	16.778	5.495	4	17.750	11.529	10	11.400	1.838	23	14.609	6.236
10	13.600	1.838	10	11.900	2.025	10	14.000	2.108	30	13.167	2.135
10	15.300	2.908	10	21.800	24.091	10	16.800	10.196	30	17.967	14.933
9	14.222	4.577	8	14.375	3.292	9	12.444	2.351	26	13.654	3.509
10	19.700	10.822	10	12.100	4.508	8	15.375	4.955	28	15.750	7.933
10	19.600	6.947	8	20.625	19.048	10	11.100	4.483	28	16.857	11.667
6	31.500	18.982	10	14.900	15.000	10	17.800	17.242	26	19.846	17.439
10	19.600	13.117	10	13.400	3.134	10	13.700	4.001	30	15.567	8.357
10	14.100	3.315	10	20.600	13.484	10	13.100	3.695	30	15.933	8.690
10	16.400	8.329	9	11.889	3.951	10	12.300	4.138	29	13.586	6.050
10	13.400	3.438	10	16.100	3.107	10	9.100	3.281	30	12.867	4.313
10	26.200	19.988	6	14.167	8.612	10	16.400	2.716	26	19.654	13.781
4	21.000	11.518	10	9.000	4.714	10	9.600	5.317	24	11.250	7.548
10	20.100	4.771	10	11.300	4.398	9	15.222	11.595	29	15.552	8.113
10	20.100	8.543	10	15.500	8.168	10	10.600	4.115	30	15.400	8.011
10	18.500	6.187	10	11.000	5.696	10	14.700	3.268	30	14.733	5.913
9	22.222	8.423	10	12.700	4.138	10	19.800	15.992	29	18.103	11.175
10	13.200	4.392	10	14.200	4.686	10	8.100	3.178	30	11.833	4.829
9	15.333	1.323	9	10.222	5.069	10	10.600	2.875	28	12.000	4.046
10	12.800	4.158	9	16.000	12.217	8	16.125	6.221	27	14.852	8.056

AV: Leukozytenzahlen [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
8	16.190	3.503	10	12.627	2.930	9	19.683	3.095	27	16.035	4.278
10	17.352	6.794	9	12.751	3.533	10	15.351	4.063	29	15.234	5.225
10	11.043	4.775	10	16.239	5.016	10	15.466	3.481	30	14.249	4.905
10	12.245	4.997	10	11.465	4.019	10	13.666	5.121	30	12.459	4.665
9	11.140	4.299	5	16.452	6.399	10	15.807	4.601	24	14.191	5.265
7	12.020	2.056	10	16.468	2.419	10	17.954	4.498	27	15.865	3.976
9	13.628	5.254	10	14.477	5.155	10	17.291	4.776	29	15.184	5.129
9	14.058	2.216	10	17.326	4.822	10	16.645	3.558	29	16.077	3.864
10	12.953	3.150	10	14.277	5.879	10	13.552	3.426	30	13.594	4.213
10	14.412	4.121	8	17.284	3.421	10	17.151	5.287	28	16.211	4.459
10	14.127	2.900	5	22.852	4.778	10	17.489	3.607	25	17.217	4.739
10	17.802	7.821	10	14.727	4.020	10	16.214	4.208	30	16.248	5.579
10	15.991	5.469	10	18.150	3.325	10	15.353	8.061	30	16.498	5.862
9	10.960	3.487	8	12.329	3.845	10	17.853	3.356	27	13.919	4.624
10	13.313	4.572	10	14.364	3.251	10	15.190	5.319	30	14.289	4.377
10	15.114	1.647	9	18.251	3.083	10	13.853	3.885	29	15.653	3.445
7	12.520	4.473	10	21.915	6.948	10	17.203	3.345	27	17.734	6.273
10	15.139	5.156	10	14.403	5.034	10	16.010	3.114	30	15.184	4.424
10	16.553	3.906	9	13.878	2.402	10	11.831	3.916	29	14.094	3.935
10	14.778	4.912	9	14.531	2.239	10	16.133	3.880	29	15.169	3.814
10	15.603	2.815	10	15.556	3.861	9	15.128	6.254	29	15.439	4.308
10	12.164	5.475	6	13.668	4.830	10	15.258	5.942	26	13.701	5.485
8	12.598	4.079	10	13.258	4.327	10	10.502	0.908	28	12.085	3.514
10	15.203	11.422	10	19.890	3.831	10	13.053	2.819	30	16.049	7.479
10	36.153	13.560	10	16.965	5.986	10	17.540	2.669	30	23.553	12.352
10	15.127	6.390	10	13.998	4.306	10	14.240	3.906	30	14.455	4.838
9	17.420	5.756	10	13.652	5.680	10	11.052	2.479	29	13.925	5.358
10	14.328	2.680	10	14.589	3.213	10	12.590	2.841	30	13.836	2.958
9	18.360	5.204	9	17.093	4.147	10	13.336	4.790	28	16.159	5.062
10	19.673	7.572	9	11.692	2.454	8	14.655	3.979	27	15.526	6.156

AVI: Differentialblutbild[%]; Lymphozyten [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
9	83.444	7.038	8	63.875	9.891	9	74.444	4.126	26	74.308	10.657
10	66.400	12.358	10	66.700	13.873	10	67.200	14.958	30	66.767	13.292
9	77.444	8.932	6	62.833	8.954	10	72.500	11.712	25	71.960	11.268
10	82.100	6.226	9	73.889	10.216	8	73.125	7.160	27	76.704	8.787
9	81.667	7.194	9	75.778	10.604	10	74.100	9.146	28	77.071	9.349
10	77.200	8.456	10	75.900	5.446	10	74.300	8.486	30	75.800	7.430
9	78.444	5.434	8	77.375	8.348	10	73.500	9.835	27	76.296	8.142
10	76.500	6.023	9	68.000	12.718	9	68.556	6.247	28	71.214	9.366
10	74.600	6.586	10	70.800	14.467	10	74.400	9.324	30	73.267	10.419
10	78.400	7.457	9	73.889	9.675	10	76.700	8.538	29	76.414	8.458
9	72.778	8.043	8	75.000	14.000	10	77.000	11.421	27	75.000	11.003
10	67.000	6.549	10	67.300	7.119	10	67.400	8.758	30	67.233	7.272
10	66.300	7.775	10	69.900	11.289	10	70.200	13.448	30	68.800	10.848
10	75.100	17.246	10	68.500	16.345	10	73.800	11.419	30	72.467	14.971
10	77.100	6.773	10	75.500	7.692	10	84.200	8.149	30	78.933	8.246
10	67.100	9.938	10	64.400	14.493	10	79.200	8.121	30	70.233	12.615
7	77.000	3.559	10	67.600	10.585	9	78.333	5.809	26	73.846	8.934
10	75.400	6.132	10	70.600	11.645	9	75.333	8.888	29	73.724	9.141
9	72.444	9.043	10	75.000	4.944	9	77.222	8.408	28	74.893	7.559
10	77.100	7.709	10	72.700	11.538	9	81.222	6.996	29	76.862	9.391
9	71.222	11.638	9	80.222	9.298	10	80.200	7.300	28	77.321	10.089
9	72.444	9.951	10	74.400	9.082	10	79.800	7.005	29	75.655	8.977
9	75.778	6.996	10	76.200	9.796	10	81.900	6.806	29	78.034	8.240
10	72.000	13.342	10	78.400	10.906	10	78.400	3.596	30	76.267	10.275
10	70.800	8.979	10	77.500	12.067	10	77.500	11.316	30	75.267	10.967
10	71.300	17.153	10	75.000	6.412	9	72.889	10.960	29	73.069	12.024
10	80.100	5.859	10	76.300	7.660	10	80.600	9.228	30	79.000	7.688
7	73.429	6.949	10	84.900	6.903	10	76.000	9.821	27	78.630	9.278
9	81.000	7.141	9	76.000	8.307	10	75.800	6.730	28	77.536	7.520
10	80.500	2.321	9	71.000	10.210	9	76.444	9.329	28	76.143	8.623

A VII: Differentialblutbild [%] ; Heterophile [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
9	12.889	6.470	8	27.375	10.253	9	19.556	4.503	26	19.654	9.213
10	28.200	10.789	10	29.700	14.064	10	27.800	14.459	30	28.567	12.770
9	16.778	8.105	6	32.500	7.765	10	22.700	11.206	25	22.920	10.893
10	13.000	4.372	9	18.556	9.735	8	17.875	5.693	27	16.296	7.157
9	12.778	6.496	9	16.667	8.902	10	18.500	8.985	28	16.071	8.295
10	15.700	6.945	10	17.700	4.111	10	17.900	6.740	30	17.100	5.944
9	14.556	5.615	8	16.625	7.891	10	19.200	9.612	27	16.889	7.900
10	14.800	4.756	9	22.444	12.401	9	22.000	5.612	28	19.571	8.694
10	16.200	5.138	10	21.000	12.953	10	18.800	8.766	30	18.667	9.386
10	14.300	5.250	9	18.111	8.838	10	15.800	7.927	29	16.000	7.339
9	20.222	7.530	8	20.750	12.163	10	17.400	10.341	27	19.333	9.829
10	25.800	6.512	10	23.000	5.981	10	24.800	8.574	30	24.533	6.962
10	23.000	8.014	10	23.200	12.327	10	22.500	13.058	30	22.900	10.959
10	20.100	15.581	10	25.200	15.775	10	18.800	9.897	30	21.367	13.815
10	20.300	6.634	10	18.800	8.025	10	11.400	7.199	30	16.833	8.086
10	26.000	11.055	10	27.200	13.231	10	15.600	6.004	30	22.933	11.468
7	18.857	2.545	10	27.600	10.189	9	17.444	4.613	26	21.731	8.273
10	17.100	4.202	10	22.800	10.922	9	17.778	7.429	29	19.276	8.163
9	19.556	6.307	10	18.000	4.784	9	16.333	8.803	28	17.964	6.642
10	17.800	7.099	10	21.800	12.200	9	13.444	7.468	29	17.828	9.581
9	20.333	10.428	9	14.111	8.652	10	14.800	6.579	28	16.357	8.757
9	19.000	8.874	10	18.300	7.573	10	13.400	5.420	29	16.828	7.541
9	17.000	6.708	10	17.200	9.126	10	12.100	4.408	29	15.379	7.193
10	24.400	12.580	10	16.100	10.038	10	14.200	3.910	30	18.233	10.268
10	25.500	8.960	10	17.300	11.624	10	18.900	10.556	30	20.567	10.699
10	21.900	12.378	10	20.200	5.770	9	24.111	11.407	29	22.000	9.986
10	12.500	4.905	10	14.900	6.724	10	12.800	7.997	30	13.400	6.521
7	17.429	5.287	10	8.900	4.795	10	17.700	8.394	27	14.370	7.556
9	12.889	5.578	9	16.556	5.175	10	14.500	4.882	28	14.643	5.230
10	11.500	2.224	9	20.778	9.404	9	15.556	8.443	28	15.786	8.006

AVII: Leukozytenindex, [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
9	0.161	0.095	8	0.456	0.218	9	0.266	0.074	26	0.288	0.181
10	0.467	0.264	10	0.505	0.332	10	0.527	0.585	30	0.500	0.403
9	0.231	0.146	6	0.546	0.245	10	0.345	0.220	25	0.352	0.230
10	0.163	0.066	9	0.272	0.175	8	0.253	0.107	27	0.226	0.129
9	0.163	0.095	9	0.239	0.153	10	0.265	0.149	28	0.224	0.138
10	0.214	0.113	10	0.238	0.072	10	0.254	0.127	30	0.235	0.104
9	0.191	0.090	8	0.227	0.132	10	0.282	0.179	27	0.235	0.141
10	0.198	0.073	9	0.381	0.322	9	0.329	0.110	28	0.299	0.206
10	0.224	0.091	10	0.343	0.260	10	0.271	0.169	30	0.279	0.187
10	0.189	0.087	9	0.264	0.167	10	0.219	0.134	29	0.223	0.131
9	0.292	0.144	8	0.313	0.230	10	0.250	0.186	27	0.283	0.183
10	0.397	0.135	10	0.351	0.110	10	0.389	0.185	30	0.379	0.143
10	0.363	0.162	10	0.374	0.302	10	0.368	0.278	30	0.368	0.246
10	0.350	0.419	10	0.451	0.399	10	0.288	0.248	30	0.363	0.357
10	0.272	0.108	10	0.261	0.143	10	0.144	0.099	30	0.226	0.128
10	0.419	0.242	10	0.490	0.343	10	0.206	0.101	30	0.371	0.270
7	0.247	0.043	10	0.441	0.247	9	0.227	0.074	26	0.315	0.186
10	0.232	0.078	10	0.361	0.265	9	0.249	0.132	29	0.282	0.181
9	0.282	0.114	10	0.244	0.079	9	0.225	0.146	28	0.250	0.113
10	0.243	0.135	10	0.343	0.317	9	0.173	0.108	29	0.256	0.215
9	0.318	0.235	9	0.190	0.138	10	0.194	0.121	28	0.233	0.175
9	0.282	0.177	10	0.261	0.143	10	0.174	0.085	29	0.238	0.142
9	0.233	0.112	10	0.244	0.160	10	0.153	0.075	29	0.209	0.124
10	0.379	0.246	10	0.226	0.180	10	0.183	0.057	30	0.263	0.193
10	0.379	0.164	10	0.254	0.232	10	0.268	0.186	30	0.300	0.198
10	0.391	0.392	10	0.276	0.096	9	0.364	0.250	29	0.343	0.270
10	0.161	0.070	10	0.205	0.110	10	0.170	0.117	30	0.178	0.100
7	0.245	0.097	10	0.110	0.070	10	0.252	0.167	27	0.197	0.135
9	0.166	0.088	9	0.229	0.114	10	0.198	0.081	28	0.197	0.095
10	0.144	0.031	9	0.314	0.169	9	0.218	0.140	28	0.222	0.140

ATX: Blutzuckerwerte [x 0,0555 m mol/l Blut] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
7	138.857	7.221	10	127.200	14.589	10	125.000	12.302	27	129.407	13.095
10	232.300	38.870	10	212.400	34.046	10	196.100	59.538	30	213.600	46.427
10	141.700	13.825	10	124.400	14.953	10	128.400	19.580	30	131.500	17.443
10	198.500	32.098	10	174.300	19.120	10	200.400	17.908	30	191.067	26.053
10	131.400	34.349	10	129.200	19.685	10	116.300	21.474	30	125.633	25.989
10	114.600	6.653	5	95.200	7.294	10	97.000	6.848	25	103.680	11.239
10	96.700	7.009	10	84.500	7.934	10	101.100	10.005	30	94.100	10.810
10	164.100	13.924	10	150.000	17.851	10	129.300	16.159	30	147.800	21.246
8	209.625	20.632	8	178.875	30.731	10	81.400	17.690	26	150.846	61.501
10	181.700	20.955	10	173.000	26.916	10	178.600	15.233	30	177.767	21.131
10	158.900	14.310	9	135.667	18.841	10	141.200	20.346	29	145.586	20.053
7	249.286	24.541	10	193.900	18.120	10	181.800	12.273	27	203.778	32.949
10	168.200	12.470	10	147.500	10.223	10	154.800	12.925	30	156.833	14.442
10	193.700	15.261	10	193.200	25.875	10	189.000	14.507	30	191.967	18.707
10	181.700	27.346	9	164.778	6.553	10	185.200	11.497	29	177.655	19.354
10	181.500	17.277	10	200.500	17.627	10	162.600	17.037	30	181.533	22.952
10	183.900	14.418	6	168.333	12.242	10	155.300	14.637	26	169.308	18.596
10	181.500	21.864	10	164.800	33.436	10	146.200	13.555	30	164.167	27.702
10	171.400	39.238	10	136.700	17.951	10	134.300	14.384	30	147.467	30.648
10	152.600	8.733	10	142.000	16.773	10	141.800	12.372	30	145.467	13.594
10	155.900	24.310	10	151.800	12.656	10	137.900	13.593	30	148.533	18.757
9	155.889	15.632	10	124.700	16.173	10	135.900	18.387	29	138.241	20.739
10	183.000	13.792	10	166.000	15.599	10	168.000	21.572	30	172.333	18.399
9	196.111	44.482	9	142.111	9.373	10	144.700	16.540	28	160.393	36.488
10	170.000	16.713	9	154.000	19.449	8	149.500	16.397	27	158.593	19.190

A X̄ Gesamtprotein [g/l Blut] [SI-Einheiten] der einzelnen Testtage; Anzahl der Tiere, Mittelwerte und Standardabweichungen

Auslauf			Boden			Käfig			Gesamt		
n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s	n	$\bar{x}$	s
8	50.75	14.00	9	55.11	9.28	9	58.33	13.14	26	38.15	22.85
9	55.22	16.83	9	62.22	22.34	10	70.10	12.11	28	41.32	28.38
10	49.40	3.41	9	60.44	16.99	10	57.00	9.30	29	39.24	23.94
10	41.50	16.59	10	57.90	21.78	10	60.80	6.51	30	36.47	25.33
9	64.78	18.52	9	68.67	27.04	8	75.37	13.85	26	49.27	32.54
10	60.40	16.45	8	46.12	16.57	10	45.80	14.75	28	38.32	25.63
8	52.25	7.89	10	67.40	7.93	9	55.11	3.98	27	43.78	25.89
10	58.50	12.81	10	50.20	14.89	10	50.90	9.46	30	39.57	24.16
10	29.00	13.25	10	33.50	13.34	9	35.00	21.59	29	24.66	14.74
10	62.20	15.93	10	68.60	16.28	10	68.70	9.98	30	46.93	29.56
10	70.30	16.08	9	63.89	24.10	10	69.00	13.13	29	47.52	31.99
9	43.00	13.56	9	50.67	19.93	10	51.60	10.95	28	33.68	22.47
10	44.20	13.15	9	54.67	7.26	10	48.10	14.34	29	35.66	21.16
10	64.50	14.01	9	57.67	12.10	10	54.50	11.00	29	43.59	26.98
10	70.90	15.48	9	78.89	23.12	10	67.90	8.48	29	52.38	34.92
10	85.50	13.57	10	66.40	12.42	10	57.70	9.66	30	53.97	34.17
10	51.10	21.29	10	63.50	15.80	10	60.20	15.85	30	41.53	27.55
9	58.78	15.40	10	47.20	16.78	10	38.50	14.73	29	37.97	24.64
10	74.20	16.56	10	69.40	22.88	10	63.40	16.71	30	51.20	33.61
10	77.50	22.30	10	64.70	24.50	10	65.80	20.60	30	50.73	35.03
10	64.80	12.85	10	71.50	16.63	10	67.40	7.49	30	48.77	30.37
8	69.38	17.10	10	78.60	12.08	10	69.80	17.14	28	51.46	33.60
10	51.60	25.21	10	60.40	21.65	9	52.89	21.25	29	41.72	28.95
9	56.67	4.66	9	58.56	15.05	10	50.30	12.34	28	40.61	24.78
10	52.80	16.97	8	60.00	16.37	10	49.90	18.17	28	39.57	26.03

AXIa: Referenzwerte (SI-Einheiten) für die Belastungsversuche (II u. III); Tierzahl, Mittelwerte und 2 s-Bereich des zweiten Untersuchungsabschnitts von Versuch I (15. - 30. Testwoche)

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig
Erythrozyten	n	162	159	167
	$\bar{x}$	2,272	2,410	2,573
	2s	0,161	0,173	0,182
Hämatokrit	n	162	159	167
	$\bar{x}$	0,29	0,31	0,32
	2s	0,01	0,02	0,02
M C V	n	162	159	167
	$\bar{x}$	129,6	127,5	125,4
	2s	10,3	7,6	8,2
B S G	n	157	159	164
	$\bar{x}$	1,83	1,39	1,32
	2s	0,63	0,55	0,49
Leukozyten	n	162	159	167
	$\bar{x}$	16,300	15,381	14,430
	2s	5,18	3,09	2,73
Lymphozyten %	n	159	167	164
	$\bar{x}$	74,7	74,3	78,2
	2s	6,4	6,9	5,4
Heterophile %	n	159	167	164
	$\bar{x}$	19,0	19,2	15,8
	2s	5,9	6,5	4,9
Monozyten %	n	159	167	164
	$\bar{x}$	2,9	3,2	2,8
	2s	1,4	1,4	1,2
Eosinophile %	n	159	167	164
	$\bar{x}$	1,4	1,5	1,4
	2s	0,9	0,8	0,7
Basophile %	n	159	167	164
	$\bar{x}$	2,0	1,8	1,9
	2s	0,9	0,9	1,0

Anl. XIb: Referenzwerte (SI-Einheiten) für die Belastungsversuche (II u. III); Tierzahl, Mittelwerte und 2s-Bereich des zweiten Untersuchungsabschnitts von Versuch I (15. - 30. Testwoche)

Parameter		Auslauf	Boden	Käfig
Leukozyten-index	n	159	167	164
	$\bar{x}$	0,28	0,29	0,22
	2s	0,13	0,14	0,09
Lymphozyten (absolut)	n	159	167	164
	$\bar{x}$	11,819	10,845	11,048
	2s	4,20	2,98	2,44
Heterophile (absolut)	n	159	167	164
	$\bar{x}$	3,022	2,832	2,285
	2s	1,72	1,33	0,94
Eosinophile (absolut)	n	159	167	164
	$\bar{x}$	0,211	0,219	0,198
	2s	0,20	0,17	0,13
Blutzucker	n	163	160	168
	$\bar{x}$	9,95	8,93	8,45
	2s	1,05	1,01	1,03
Gesamtprotein	n	165	162	168
	$\bar{x}$	60,41	61,71	57,26
	2s	13,26	12,81	11,13

p = positive Korrelation
n = negative Korrelation
\+ ≤ = p 5 %
++ ≤ = p 1 %
+++ ≤ = p 0,1 %

Auslauf (A): n = 141 - 165
Boden (B): n = 132 - 160
Käfig (K): n = 140 - 174
Gesamt (G): n = 395 - 483

AXIIa: Signifikanzen der Korrelations-Koeffizienten für die Beziehungen zwischen den Parametern eigener Untersuchungen und den an demselben Tiermaterial untersuchten Parametern der Dissertation ROLF (1979)

Parameter		Erythrozyten	Leukozyten	Hämatokrit	Glukose	Gesamtprotein	Blutsenkung
Na	A	p x		p +++		n +	p +
	B				p +++		
	K						
	G	p +		p ++			
K	A	p +		p +	p +	n +	
	B				p ++		
	K			p +		n +	
	G	p +					
Ca	A						
	B			n +	p ++		
	K						
	G	p +		n ++	p ++		
Mg	A					p ++	
	B	n ++		n +++			n +
	K			n +++		p ++	
	G			n ++		p +	
anorg. P	A	p +	p +	n ++	n +	p +	n ++
	B		p ++	n +++		p +	n +
	K			n +		p ++	
	G			n ++		p +	
Cl	A			p +++			
	B				p ++	n +++	
	K				p ++		
	G	p +		p ++		n +	
alkal. Phosphatase	A						
	B	p +		p +++			p +
	K				p ++		
	G	p ++		p +++			
GOT	A						
	B	p ++		p +++	n +++		
	K						
	G						
LDH	A						
	B						
	K						
	G						
CPK	A						
	B						
	K						
	G						
Cholin Esterase	A		p ++			p +++	
	B		p +				
	K						
	G	p +					
Corticosteron	A		n ++				
	B	p ++			p +		
	K				p ++		
	G				p ++		

p = positive Korrelation
n = negative Korrelation
\+ < = p 5 %
++ < = p 1 %
+++ < = p 0,1 %

Auslauf (A): n = 141 - 165
Boden (B): n = 132 - 160
Käfig (G): n = 140 - 174
Gesamt (G): n = 395 - 483

AXIIb: Signifikanzen der Korrelations-Koeffizienten für die Beziehungen zwischen dem Differentialblutbild und den Parametern der Dissertation ROLF (1979), ermittelt an demselben Tiermaterial

Parameter		Lympho-zyten %	Hetero-phile %	Mono-zyten %	Eosino-phile %	Basophile %
Na	A	n ++	p +++			
	B					
	K					
	G					
K	A		p +	n +	n +	n +
	B					
	K					
	G					
Ca	A			n +		
	B					
	K					
	G					
Mg	A					
	B					
	K					
	G					
anorg. P	A	p ++	n ++			
	B					
	K					
	G					
CI	A	n +	p +			
	B					
	K					
	G					
alkal. Phosphat	A	n +++	p +++	p +	p ++	
	B				p ++	
	K				p +	
	G				p +	
GOT	A			n +		
	B					
	K					
	G					
LDH	A					
	B					
	K				n +	
	G					
CPK	A					
	B					
	K					
	G					
Cholin Esterase	A					
	B					
	K				n +	
	G					
Corti-costeron	A					
	B					
	K					
	G					